

**DETECCIÓN DE FLORECIMIENTOS ALGALES PRODUCIDOS POR
CIANOBACTERIAS, COMO POSIBLE CAUSANTE DE LA MORTANDAD DE
MANATÍES Y PECES, ASÍ COMO LA HIDRODINÁMICA DEL SISTEMA FLUVIAL
DEL RÍO BITZALES, MACUSPANA, TABASCO.**

Clave de Proyecto: TC1906.1



Jefe de Proyecto

Dra. María del Pilar Saldaña Fabela

Participantes

M. en I. Jorge Izurieta Dávila
Biól. Javier Sánchez Chávez
M. en C. Camilo Vázquez Bustos
Dr. Rubén Morales Pérez
Biól. Rubén Huerto Delgadillo
Dra. María Antonieta Gómez Balandra
M. en I. Juan Gabriel Maldonado

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN.....	5
2. ANTECEDENTES DE PROBLEMÁTICA DE CIANOBACTERIAS EN CUERPOS DE AGUA	6
3. ÁREA DE ESTUDIO	9
3.1. Hidrología.....	9
3. 2. Clima.....	11
4. METODOLOGÍA.....	11
4.1. Preparación de material.....	13
4.2. Equipo	14
4.3. Procedimiento para Toma de Muestra	16
4.3.1 Enjuague de recipientes y material auxiliar de muestreo.....	16
4.3.2 Recolecta de la muestra	16
4.4. Conservación y preservación de las muestras	17
4.5. Identificación y Control de Muestras	17
4.6. Embalaje, transporte y almacenamiento de muestras	18
5. MEDICIÓN DE CAUDAL.....	18
5.1. Descripción de las mediciones	18
6. MUESTREO DE FITOPLANCTON.....	19
7. RESULTADOS	22
7.1. BIOLÓGICOS.....	31
8. DISCUSIÓN.....	38
9. CONCLUSIONES	39
10. RECOMENDACIONES	40
11. BIBLIOGRAFIA.....	41
ANEXO I. Formato de solicitud de preparación y envío de material.....	43
ANEXO II. Formato de cadena de custodia externa	44
ANEXO III. Listado taxonómico del fitoplancton	45

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Región Hidrológica Número 30, y cuencas que influyen en el Sistema Bitzales.....	10
Figura 2. Unifilar del Sistema Bitzales, Tabasco y estaciones de muestreo (M1 – M11).....	11
Figura 3. Manejo de las muestras para su almacenamiento y transporte.....	17
Figura 4. Identificación y control de las muestras.	17
Figura 5. Esquema de medición de la estimación del caudal con los perfiladores Doppler.....	19
Figura 6. Perfilador Doppler montado en sistema de flotación con sus accesorios.	19
Figura 7. Red de arrastre para fitoplancton para análisis cuantitativo.....	20
Figura 8. Cambio de coloración en el río Bitzales por el aporte o desagüe de los campos agrícolas. Estación Manatí 3 (M3), muestreo de octubre 2019.....	23
Figura 9. Comparación de frecuencias entre los valores observados y los teóricos para el oxígeno disuelto (OD), prueba de Chi cuadrada.....	24
Figura 10. Comparación de frecuencias entre los valores observados y los teóricos para la temperatura (T), prueba de Chi cuadrada.	24
Figura 11. Comparación de frecuencias entre los valores observados y los teóricos para el potencial de hidrógeno (pH), prueba de Chi cuadrada.....	25
Figura 12. Comparación de frecuencias entre los valores observados y los teóricos para la Conductividad (CND), prueba de Chi cuadrada.....	25
Figura 13. Comparación de frecuencias entre los valores observados y los teóricos para el Potencial Redox (ORP), prueba de Chi cuadrada.	26
Figura 14. Correlación de datos de OD vs ORP en el río Bitzales, Tabasco.....	27
Figura 15. Concentración de clorofila a en los ríos monitoreados en 2019.....	28
Figura 16. Concentración de Fósforo total en los ríos monitoreados en 2019.....	29
Figura 17. Concentración de Nitrógeno total en los ríos monitoreados en 2019.....	30
Figura 18. Variabilidad espacial y temporal de la relación de N:P determinada en las estaciones del sistema Bitzales, 2019.....	30
Figura 19. Número de especies determinadas en las estaciones de muestreo del sistema Bitzales.	31
Figura 20. Distribución de las principales clases (Phyla) de fitoplancton determinadas en el sistema Bitzales, Tabasco.	33
Figura 21. Caudales medidos en el sistema Bitzales en los meses de muestreo.....	34
Figura 22. Primer muestreo de mediciones de caudal y dirección del flujo en el río Bitzales y Chilapa a) y río Maluco b). (Junio, 2019).....	35
Figura 23. Segundo muestreo de mediciones de caudal y dirección del flujo en el río Bitzales y Chilapa a) y río Maluco b). (agosto, 2019).	36
Figura 24. Tercer muestreo de mediciones de caudal y dirección del flujo en el río Bitzales y Chilapa a) y Maluco b). (Octubre, 2019).	37
Figura 25. Cuarta muestreo de mediciones de caudal y dirección del flujo en el río Bitzales y Chilapa. (Noviembre, 2019).	38

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Densidad de cianobacterias (células/mL) y porcentaje relativo de cianobacterias y resultados de ELISA expresados en $\mu\text{g MC-LR eq/L}$, en cuerpos de agua de México.	7
Tabla 2. Características de las hepatotoxinas y neurotoxinas producidas por cianobacterias de ambientes continentales. Se indica el número de variantes químicas conocidas y los géneros que producen cada grupo de toxinas. Fuente Chorus & Bartam (1999), Li et al.	8
Tabla 3. Estaciones de monitoreo, clave y cuerpo de agua superficial y canales.	11
Tabla 4. Tipo de contenedor y preservación por parámetro para su análisis. Laboratorios ABC química investigación y análisis, S.A. de C.V.	13
Tabla 5. Características del equipo EXO 2 para la medición en campo.	14
Tabla 6. Características del equipo Algae Torch para mediciones en campo.	15
Tabla 7. Características del Disco Secchi.	15
Tabla 8. Métodos de rutina para el análisis cuantitativo de muestras de fitoplancton. Se incluye el tipo de estimador, método, equipo, material y procedimiento utilizado. Org-organismos. Cél-células. M.o- microscopio óptico. (Unesco, 2009)	21
Tabla 9. Resumen estadístico de las concentraciones de parámetros de campo de los cuatro muestreos. OD-Oxígeno Disuelto (mg/L), T-Temperatura ($^{\circ}\text{C}$), pH- Potencial de Hidrógeno y CND-Conductividad ($\mu\text{S/L}$), ORP-Potencial Redox (mV).	22
Tabla 10. Resumen de estadístico de los parámetros analizados en ocho estaciones de monitoreo.	27
Tabla 11. Conteo celular del primer muestreo, y Phyla determinada.	32
Tabla 12. Conteo celular del segundo muestreo, y Phyla determinada.	32
Tabla 13. Conteo celular del tercer muestreo, y Phyla determinada.	32
Tabla 14. Resumen de los caudales aforados en los meses monitoreados.	33

1. INTRODUCCIÓN

El deterioro de los recursos hídricos es una constante en países en desarrollo; ríos contaminados; procesos de eutroficación en lagos, reservorios y ríos por el incremento en nitrógeno y fósforo; ecosistemas de agua dulce severamente afectados por actividades antrópicas, son factores que tienen en común los países de América Latina, incluido México y que deben revertirse (Global Water Partnership, s/f). Tal es el caso de la cuenca baja del río Grijalva en el estado de Tabasco. Aunado a lo anterior, los efectos por la fragmentación del sistema hidrológico por la creación de canales en el sistema Bitzales, así como los cambios climáticos por las severas sequías que se presentan, ocasionaron la mortandad masiva del manatí del Caribe (*Trichechus manatus*) en 2018, una especie emblemáticas de la zona, enlistada en la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, bajo el estatus de Peligro de Extinción (P) y en estatus de especie vulnerable por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN).

La parte baja de la cuenca del río Grijalva es la que recibe en última instancia los impactos acumulados sobre la red hidrológica de los procesos de transformación y desarrollo que ocurren en el resto de la cuenca. La dispersión poblacional hace sumamente difícil la provisión de servicios básicos de educación, salud y de infraestructura (Ignacio March Mifsut y Marco Castro).

Por lo anterior, el presente proyecto de investigación surge como una necesidad de identificar las fuentes de contaminación y dar seguimiento en 2019 en la zona de estudio, con el Objetivos del proyecto de: Determinar la problemática de los florecimientos algales en el río Bitzales, identificando la dinámica de crecimiento de las cianobacterias como probable causante de mortandad de Manatíes. Así como caracterizar la hidrodinámica del sistema fluvial. Debido a que la concentración de diversos contaminantes realizados en 2018 por la Conagua presentó bajas concentraciones, un parámetro importante que no fue analizado y podría ser la causa de la mortandad, es la proliferación de cianobacterias que liberan toxinas en el agua y causan alteraciones hepáticas y neurotóxicas en los organismos.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

2. ANTECEDENTES DE PROBLEMÁTICA DE CIANOBACTERIAS EN CUERPOS DE AGUA

Las cianobacterias constituyen un grupo muy particular de organismos por ser procariontes que poseen clorofila *a*, realizan fotosíntesis con producción de oxígeno y agua, son productores primarios y son capaces de fijar nitrógeno. Este conjunto de características, además de su importancia ecológica y para la salud pública, hacen de las cianobacterias un constante e incitante desafío para los investigadores de todo el mundo. Sin embargo, en las últimas décadas, en virtud de la intensa eutrofización de los ambientes acuáticos, las cianobacterias se han destacado mayoritariamente por los problemas causados por sus floraciones y producción de toxinas, principalmente en las aguas destinadas para el abastecimiento público y recreativo (Unesco, 2009).

Las cianobacterias y las algas eucariotas del fitoplancton pueden crecer bruscamente bajo determinadas condiciones ambientales aumentando su biomasa en valores significativos con respecto a la concentración original. Este fenómeno se llama floración (en inglés: bloom) (Smayda 1997). Los factores que desencadenan las floraciones de las cianobacterias planctónicas son diversos y actúan en forma combinada. Cada floración está formada por una o pocas especies. El fenómeno puede generarse en períodos que van desde pocas horas a varios días y desaparecer en un plazo similar. Sin embargo, algunas floraciones de cianobacterias pueden permanecer por períodos más largos como todo el verano, durante todo el año o incluso en forma permanente. Las floraciones de cianobacterias planctónicas ocurren en los cuerpos de aguas continentales de todo el planeta (Chorus & Bartram 1999). Pueden ser evidentes a simple vista por la coloración generalmente verde y la turbidez que le confieren al agua, o por la presencia de acumulaciones o franjas densas superficiales. Si bien la frecuencia e intensidad de las floraciones han aumentado en el mundo a consecuencia de las actividades humanas y el cambio climático, el fenómeno no es nuevo (Unesco, 2009).

Los florecimientos de cianobacterias son eventos de multiplicación acelerada y acumulación masiva de células que ocasionan un incremento significativo de sus abundancias. Están constituidos por agregaciones unicelulares, colonias o filamentos con millones de células por litro, formando capas de espuma densas y natas espesas en la superficie del agua, mientras que en sedimento forman tapetes gruesos y “aterciopelados” (García-Mendoza et. al, 2016).

Ibelings et al., 2015, mencionan que las cianobacterias tóxicas se reconocieron más ampliamente como un peligro potencial para la salud en la década de 1990, y en 1998 la Organización Mundial de la Salud (OMS) publicó por primera vez un valor de referencia provisional de 1 µg/L- 1 para microcistina-LR en el agua potable, especie que ha sido más estudiada. En su artículo evalúan el riesgo y la gestión de riesgos de cianobacterias tóxicas en 17 países de los cinco continentes y se centran en los tres principales vehículos (orales) de exposición a las cianotoxinas: agua potable, productos recreativos relacionados con el agua y marisco de agua dulce. La mayoría de los países han implementado el Valor de la Guía de la OMS provisional, algunos como norma legalmente vinculante, para garantizar la distribución de agua potable segura con respecto a las microcistinas. Sin embargo, la regulación también debe abordar la posible presencia de una amplia gama de otras cianotoxinas y compuestos bioactivos, para los cuales no se pueden derivar valores de

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

referencia debido a datos toxicológicos insuficientes. Un enfoque alternativo, a menudo adoptado para la evaluación y gestión de riesgos en aguas recreativas, es regular la presencia de cianobacterias, como números de células o biomasa, en lugar de toxinas individuales.

Uno de los procesos metabólicos fundamentales de cianobacterias es la fijación del nitrógeno utilizando la enzima nitrogenasa, convierten N_2 directamente en Amonio en condiciones aerobias. La fijación de nitrógeno está muy extendida entre las algas filamentosas, géneros formadores de heterocistos como Anabaena, Nostoc, Aphanizomenon.

Muchas especies de cianobacterias poseen vesículas de gas, que permiten regular la flotabilidad de las células y colonias, y optimizar su posición vertical en la columna de agua; esto a su vez les permite encontrar un nicho adecuado para la supervivencia y el crecimiento. La flotabilidad de algunas cianobacterias es responsable de la formación intensiva de espuma en la superficie del agua (Mankiewicz 2003).

Las cianobacterias tóxicas comenzaron a ser reconocidas más ampliamente como un peligro potencial para la salud en la década de 1980; se publicaron varios estudios de casos que atribuyen la enfermedad a las toxinas cianobacterianas (ver Kuiper-Goodman et al., 1999; Chorus et al., 2000), y numerosos casos de muertes de animales a lo largo de cursos de agua afectados por la proliferación de cianobacterias llamaron la atención del público sobre el tema. La cianotoxina se encuentra contenida dentro de las células o unidas a ellas, y solo un pequeño porcentaje del total se halla disuelta en el agua, a menos que las toxinas se hayan liberado por el envejecimiento de la floración o el tratamiento con alguicidas haya causado la ruptura de las células; la liberación de las toxinas al agua circundante para formar toxina disuelta parece ocurrir más frecuentemente durante la senescencia de las células, muerte y lisis y no por excreción continua (Chorus and Bartram, 1999).

Vasconcelos, 2010, en su investigación en cuerpos de agua del centro de México, detectó florecimientos algales que se presentan en la tabla siguiente referente a la densidad de las cianobacterias.

Tabla 1. Densidad de cianobacterias (células/mL) y porcentaje relativo de cianobacterias y resultados de ELISA expresados en $\mu\text{g MC-LR eq/L}$, en cuerpos de agua de México.

Cuerpo de agua	Cyanobacterias (cél/mL)	Cyanobacterias/Total de fitoplancton (%)	MC-LR eq ($\mu\text{g/L}$)
Los Ángeles	1.9×10^4	75.5	26.3
Zumpango	1.4×10^6	99.7	62.4
Chapultepec, Lago Mayor	7.5×10^6	99.0	78.0
Chapultepec, Lago Menor	5.6×10^6	100	N.A.
Tlameleca	1.6×10^3	67.0	0
Cuemanco	2.8×10^6	99.2	4.9

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

Cienega Chica	6.1×10^5	75.5	0
---------------	-------------------	------	---

Fuente: Vasconcelos et. al., 2010

Las especies de cianobacterias dominantes en los cuerpos de agua fueron: *Microcystis aeruginosa*, *M. flos-aquae*, *M. panniformis*, *M. novacekki*. En Valle de Bravo la especie dominante fue *M. wesenbergii*, lo que explica la ausencia de toxinas.

Las cianotoxinas pertenecen a diversos grupos de sustancias químicas, cada una de las cuales muestran mecanismos de toxicidad específicos en vertebrados, como: neurotoxinas (anatoxina, saxitoxina) y las hepatotoxinas (microcistinas, nodularina, cilindrospermopsina); ésta última ha sido reportada en Norte América, Sudamérica, Europa, Australia y África, siendo la enfermedad más importante la hepatotoxicosis producida por *Microcystis aeruginosa*, *Nodularia spumigena*, y *Oscillatoria (Planktothrix) agardahii*, dado que el examen postmortem de los animales mostró evidencias de ingesta de cianobacterias, así como daños característicos en hígado. Las muertes de los vertebrados ocurrieron muy poco después que el animal hubiera ingerido las películas de cianobacterias del agua, también se han observado lesiones tardías con mortalidad progresiva en animales intoxicados con *M. aeruginosa*, los síntomas característicos son aquellos relacionados con la insuficiencia hepática con fotosensibilización secundaria, por ejemplo, reacciones similares a quemaduras solares severas (Chorus, 1999). En la tabla XX se presenta un resumen de las características de las hepatotoxinas y neurotoxinas.

Tabla 2. Características de las hepatotoxinas y neurotoxinas producidas por cianobacterias de ambientes continentales. Se indica el número de variantes químicas conocidas y los géneros que producen cada grupo de toxinas. Fuente Chorus & Bartam (1999), Li et al.

Toxinas	Compuestos	Modo de acción	Principales Géneros
Hepatotoxinas			
Microcistina	Hepatopéptidos cíclicos (más de 80 variantes)	Inhibe las proteína-fosfatasa Hepáticas, induciendo la hiperfosforilación de filamentos del citoesqueleto Daños hepáticos	Microcystis Planktothrix Oscillatoria Anabaena Nostoc Anabaenopsis Aphanocapsa
Nodularina	Pentapéptido cíclico (aprox. 8 variantes)	Similares a las microcistinas	Nodularia
Cilindrospermopsina (Algunos autores la clasifican como "citotoxina")	Alcaloide guanidínico cíclico (aprox. 3 variantes)	Inhibe la síntesis proteica. Efecto predominantemente hepático Produce severas lesiones	Cilindrospermopsis Anabaena Aphanizomenon Raphidiopsis Lyngbya

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

		necróticas en hígado, riñón, pulmón, bazo e intestinos de mamíferos	
Neurotoxinas			
Saxitoxinas	Alcaloides carbamatos no sulfatados (saxitoxinas), monosulfatados (goniautoxinas) o disulfatados (C-toxinas) (aprox. 20 variantes)	Inhibe la transmisión nerviosa a través del bloqueo de los canales de sodio en las células induciendo parálisis muscular	Anabaena Aphanizomenon Cylindrospermopsis Lyngbya Raphidiopsis
Anatoxina-a/Homoana-toxina a	Alcaloides (2 variantes)	Bloquea los receptores nicotínicos y colinérgicos postsinápticos neuromusculares Mimetizan la acción de la acetilcolina	Planktothrix Oscillatoria Phormidium Anabaena Aphanizomenon Raphidiopsis
Anatoxina-a (s)	Organofosforado natural	Inhibe la actividad de la acetilcolinesterasa, más tóxica que la anatoxina-a	Anabaena

El daño al hígado en los exámenes postmortem a los manatíes del caribe en la zona de los Bitzales en 2018 fue reportado, observándose hemorragia hepática.

3. ÁREA DE ESTUDIO

El área de estudio se encuentra inmersa en la Región Hidrológica Número 30 Grijalva Usumacinta, la cual cuenta con 83 cuencas hidrológicas, de las cuales las cuencas directamente o indirectamente involucradas son: la XLIV río Tulijá con una superficie de 1,697.29 km², la XLVII río Chilapa con 2,238.81 km² y la XLIX río Chilapilla con 672.54 km² (Figura 1) (DOF, 2018).

3.1. Hidrología

La delimitación hidrológica se inicia con la unión de los ríos desde el nacimiento del Río Tulijá, hasta su confluencia con el Río Puxcatán, la unión de ambos ríos pasa a nombrarse río Tepetitlán, hasta su confluencia con el Río Chilapa, para posteriormente cambiar de nombre a río Bitzales a partir de la confluencia con el río Chilapa, hasta su desembocadura con el río Grijalva (DOF, 2018). La desembocadura al Golfo de México del sistema Grijalva-Usumacinta es una compleja planicie deltaica con extensas zonas de humedales, manglares y grandes sistemas lagunares estuarinos, y

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

en donde se hacen presentes diversos ecosistemas que reflejan la variedad geomorfológica, topográfica, edáfica y climática de la zona (Figura 2).

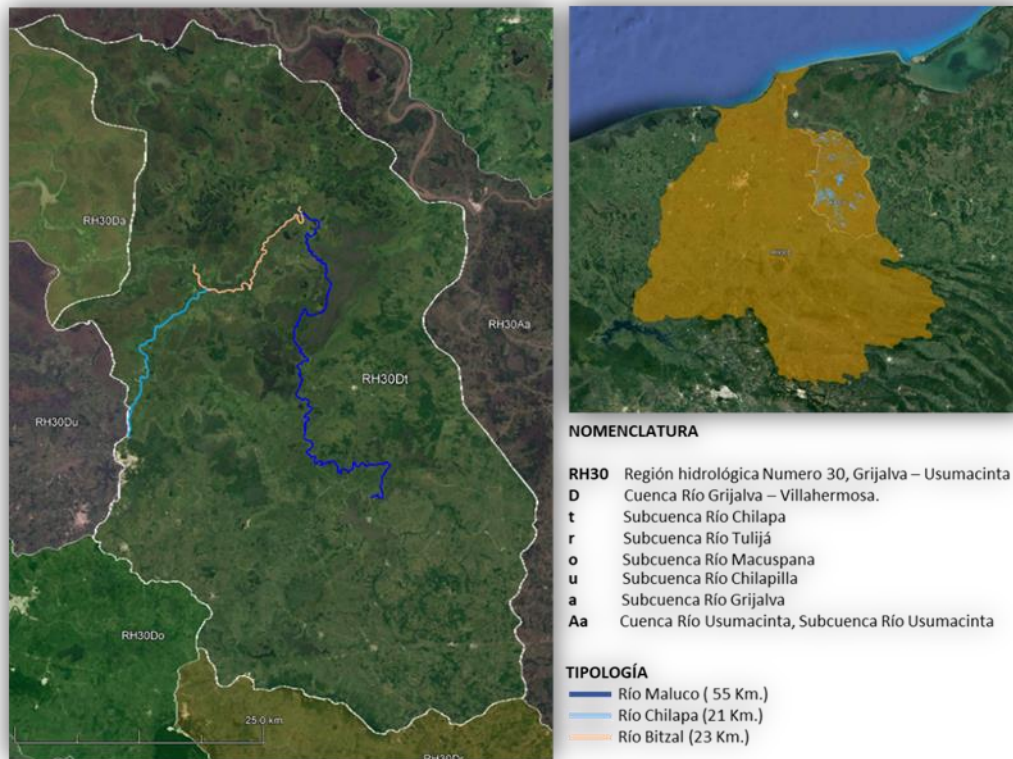


Figura 1. Región Hidrológica Número 30, y cuencas que influyen en el Sistema Bitzales.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

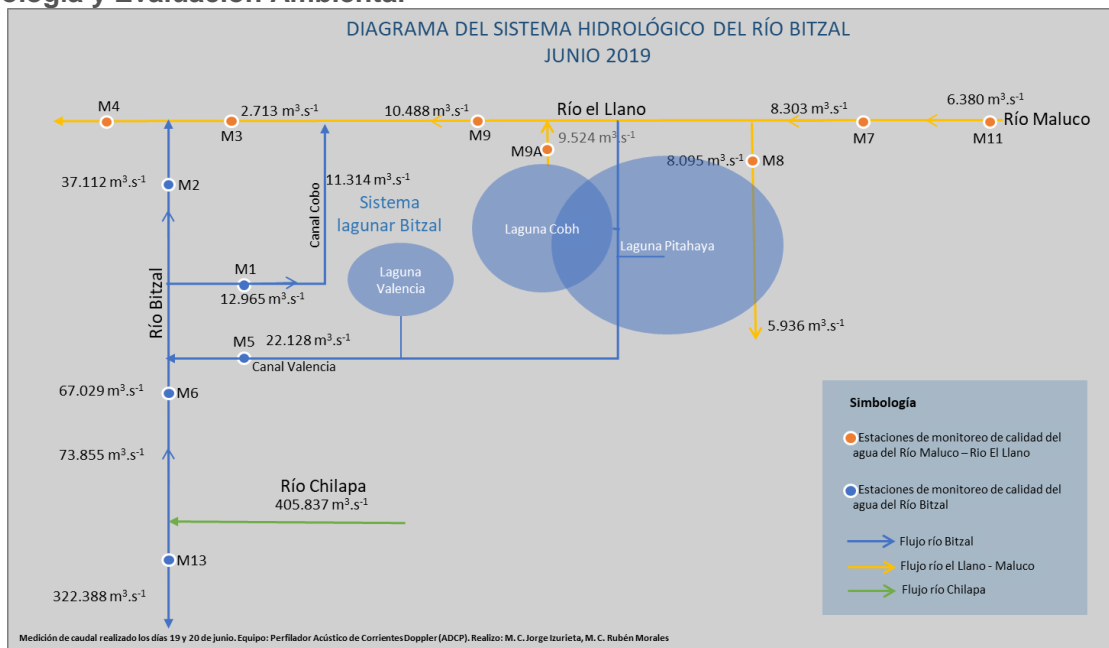


Figura 2. Unifilar del Sistema Bitzales, Tabasco y estaciones de muestreo (M1 – M11).

3. 2. Clima

El clima de la cuenca baja es Semicálido húmedo con lluvias todo el año [(A)C(fm)], esta clase de clima se presenta únicamente en la zona sur de la Cuenca Bajo Grijalva o Grijalva-Villahermosa (Conagua, 2018)

4. METODOLOGÍA

Las estaciones de monitoreo que se seleccionaron fueron las mismas que en 2018 la Conagua estableció (Figura 2) para dar seguimiento a los cambios que se presentan en el sistema fluvio-lagunar de Bitzales (Tabla 3).

Tabla 3. Estaciones de monitoreo, clave y cuerpo de agua superficial y canales.

Estación	Cuerpo de agua	Río Bitzales
M4	Río Bitzal	
M3	El Llano	
M2	Río Bitzal	

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

M1	Canal Cobo	
M6	Río Bitzal	
M5	Canal Valencia	
M13	Río Chilapa	Cuenca Chilapa
M7	Río Maluco	Río Maluco
M8	Canal Laguna Pithaya	
M9	El Llano	
M11	Río Maluco	

La fragmentación del sistema fluvio-lagunar hacen que el tránsito de los manatíes se vea alterado por la construcción de canales para agilizar la llegada a los pozos de exploración que Pemex construyó alterando la dinámica del flujo de agua entre las lagunas y ríos, lo que origina un sistema complejo para entender el movimiento y conexión.

Los cambios ambientales y biológicos que se presentan en los ríos en cuanto a sus variaciones espacio-temporales son rápidos, de ahí la importancia que tienen estos cuerpos de agua para conocer la cantidad y calidad de sus aguas, así como la frecuencia en los monitoreos. Para el caso del estudio de calidad del agua, el procedimiento relacionado con el muestreo es una de las fases más importantes para obtener resultados representativos y confiables.

Debido a que los florecimientos algales están relacionados con la cantidad de nutrientes en el cuerpo de agua, para los muestreos que se realizaron en los meses de Agosto, Octubre y Noviembre del 2019, los parámetros que se analizaron se presentan en la Tabla 4.

El proceso de muestreo comprende la realización de la visita previa, la elaboración del plan de muestreo, la medición de parámetros de calidad del agua en campo y del caudal, la recolección de las muestras, su conservación, preservación, embalaje, transporte y entrega al laboratorio para su posterior análisis de los parámetros seleccionados.

Es importante mencionar que existe la norma NMX-AA-014-1980 cuerpos receptores. – muestreo, que establece los lineamientos generales y recomendaciones para el muestreo en cuerpos receptores de aguas superficiales, con el fin de determinar sus características físicas, químicas y bacteriológicas.

El muestreo fue realizado por personal del Instituto Mexicano de Tecnología del Agua (IMTA) acreditado ante la entidad mexicana de acreditación, a.c. (ema) con No. AG-177-032/09, y aprobación por CONAGUA con número CNA-GCA-1928, en cumplimiento de los requisitos de la

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

Norma ISO/IEC 17025:2017, significa que el laboratorio y su personal cumple tanto los requisitos de competencia técnica como los requisitos del sistema de gestión necesarios para que pueda entregar de forma consistente resultados de ensayos y calibraciones técnicamente válidas. Los análisis de los parámetros de calidad del agua fueron realizados por el Laboratorio Intertek + ABC Analitic química investigación y análisis, S.A. de C.V. No. de Acreditación: AG-188-051/11.

Todo programa de muestreo conlleva una serie de actividades que deben ser debidamente documentadas, vigiladas y evidenciadas. Las actividades van desde la preparación de material y preservadores, calibración de equipo, procedimiento de muestreo, así como la identificación, manejo, transporte y entrega de muestras.

4.1. Preparación de material

Existen condiciones particulares para cada uno de los contenedores, esto va de acuerdo a las características fisicoquímicas de los parámetros a muestrear, debido a esta naturaleza se utilizan contenedores de diferente material y en algunos casos se adicionan preservadores con el objetivo de mantener las condiciones iniciales de las muestras de cada uno de los parámetros. En la tabla 4, se muestra los parámetros que se analizaron, así como el tipo de contenedor usado y su preservación.

Tabla 4. Tipo de contenedor y preservación por parámetro para su análisis. Laboratorios ABC química investigación y análisis, S.A. de C.V.

Parámetro	Tipo de contenedor	Volumen (mL.)	Preservación
Demanda Bioquímica de Oxígeno	Plástico	250 mL.	Hielo a 4°C ± 2°C
Fosfato total	Plástico	2000 mL.	Hielo a 4°C ± 2°C
Fosfato orto			
Fósforo reactivo			
Fósforo orgánico			
Nitrógeno de nitratos			
Nitrógeno de nitritos			
Fosforo inorgánico	Plástico	250 mL.	H ₂ SO ₄ , 4°C
Demanda Química de Oxígeno	Plástico	250 mL.	Hielo a 4°C ± 2°C
Sílice	Plástico	250 mL.	HNO ₃ 4°C
Nitrógeno orgánico	Plástico	500 mL.	H ₂ SO ₄ , 4°C ± 2°C
Nitrógeno amoniacal			
Nitrógeno total			
Sólidos suspendidos totales	Plástico	500 mL.	Hielo a 4°C ± 2°C
Turbiedad	Plástico	250 mL.	Hielo a 4°C ± 2°C
Clorofila a	V. ámbar	1000 mL.	Hielo a 4°C ± 2°C
Kit Microcistina - LR	V. ámbar	1000 mL.	Hielo a 4°C ± 2°C
Kit Anatoxina – A			
Kit Cylindroespermopsina			

Hidrobiología y Evaluación Ambiental


Los volúmenes y tipo de contenedor están en función de los requerimientos del laboratorio que realizara los análisis. Para ello se debe seguir los procedimientos del Sistema de Gestión de Calidad que el laboratorio haya implementado. (ver anexo I. Solicitud de preparación y envío de material).

4.2. Equipo

Los equipos para la medición de parámetros de calidad del agua en campo se calibraron y verificaron previamente, conforme a las recomendaciones del fabricante. En cada uno de los sitios se verifico el buen funcionamiento de los equipos, así como su calibración en caso necesario.

Para la medición de los parámetros de campo de este estudio se utilizó un multiparamétrico con compensador de temperatura con las características descritas en la Tabla 5.

Tabla 5. Características del equipo EXO 2 para la medición en campo.

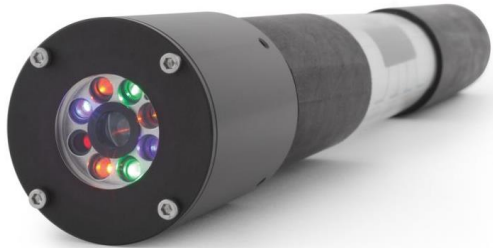
EXO2 SONDA MULTIPARAMÉTRICA	INTERVALO DE MEDICIÓN	PRECISIÓN
	Temperatura (C°) -5 a 50	± 0,05 ° C
	Conductividad (mS/cm) 0 a 200	± 0,5 %
	Salinidad (ppt) 0 a 70	± 1,0 %
	pH 0.00 – 14.00	±0.02
	Sólidos Disueltos Totales (SDT) (ppt) 0.0 a 10.00	±1
	Clorofila "a" 0 a 400 mg/L Chl	Linealidad: $R^2 > 0,999$ para la dilución en serie de la solución de rodamina WT.
	Algas verde – azules 0 a 100 g/L	
Presión barométrica 375 a 825 mm Hg	± 1,5 mm Hg de 0 a 50 ° C	

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

	El oxígeno disuelto, la saturación del aire % (0 a 500%)	± 1%
	El oxígeno disuelto (0 a 50 mg/L)	± 0,1 mg/L
	ORP (-999 a 999 mV)	±20 mV del estándar REDOX
	FDOM 0 a 300 ppb equivalentes de sulfato de quinina (QSU)	Linealidad: R2> 0,999 para la dilución en serie de 300 ppb QS solución

Con el objetivo de evaluar la clorofila Total y en especial las Cianobacterias y realizar una medición cualitativa y cuantitativa del fitoplancton, se utilizó el equipo AlgaeTorch, que cuantifica el contenido de clorofila, cianobacterias y turbiedad mediante la medición de la intensidad de fluorescencia, determinando de forma automática el contenido de clorofila de las algas verde azuladas (cianobacterias). Las características del equipo se presentan en la Tabla 6.

Tabla 6. Características del equipo Algae Torch para mediciones en campo.

ALGAE TORCH	INTERVALO DE MEDICIÓN	PRECISIÓN
	Clorofila total (0 – 200 µg chl-a/l)	0.1 µg chl-a/l
	Cianobacterias (Algas verde – azules) (0 – 200 µg chl-a/l)	
	Turbidez (FTU)	

El disco de Secchi es un instrumento que proporciona una estimación de la penetración luminosa en el agua siendo una medición indirecta de la turbidez del agua, la zona fótica o la extinción luminosa Tabla 7.

Tabla 7. Características del Disco Secchi

DISCO DE SECCHI	CARACTERISTICAS
-----------------	-----------------

Hidrobiología y Evaluación Ambiental



Las mediciones se hicieron siempre desde la superficie de la masa del agua y nunca desde puentes o presas, siempre a sotavento (costado de una embarcación opuesto a la parte de donde viene el viento) y en el lado de sombra, se introduce al Disco de Secchi atada a una cuerda graduada.

Se anota la profundidad que el disco alcanza hasta que se pierde de vista, se recomienda realizar las mediciones al menos 3 veces y obtener su promedio.

4.3. Procedimiento para Toma de Muestra

4.3.1 Enjuague de recipientes y material auxiliar de muestreo

Previo a la recolecta de la muestra, los recipientes de muestreo y el material auxiliar de muestreo que se utiliza, deben ser enjuagados de dos a tres veces con el agua del río, solo para aquellos parámetros que aplique. Para el enjuague de los recipientes de muestreo estos se llenan a un tercio de su volumen, se tapan, se agitan suavemente, se destapan y el agua se vierte aguas abajo del punto de recolecta de la muestra.

4.3.2 Recolecta de la muestra

El punto de recolecta de la muestra a lo largo de la sección del río dependerá de la distribución del flujo del agua en la sección, el objetivo del estudio y tipo de muestra a recolectar, sin embargo, para nuestro estudio hemos seleccionado los sitios de muestreo que durante el 2018 fueron monitoreados previamente por la CONAGUA.

Durante la recolecta de la muestra el recipiente no debe hacer contacto con el fondo del río, esto con el fin de evitar la suspensión de los sedimentos u otros materiales presentes, y con ello, que éstos sean parte de la muestra de agua.

La recolección de la muestra se realizó de forma directa a 20 cm del espejo del agua, con el recipiente de muestreo en la mano, desde la embarcación.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

Se trató siempre de que la embarcación estuviera estacionada en el punto de muestreo y la recolecta de la muestra siempre se realizó en la proa, para evitar posible contaminación por el motor de la embarcación.

4.4. Conservación y preservación de las muestras

Durante la recolecta de las muestras, conforme se fueron llenando cada uno de los recipientes, éstos se colocaron en la hielera, la cual previamente contiene el hielo suficiente para conservar las muestras a una temperatura de $4\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$. Una vez terminada la recolecta de las muestras se procede a preservar aquellas que lo requieran Figura 3.

En aquellas muestras donde la preservación se hizo con disoluciones ácidas o básicas (ver tabla uno), se verificó que la muestra haya alcanzado el pH indicado por lo general pH menor a 2. Para verificar el pH se vertió un volumen pequeño de agua en la tapa del recipiente de muestreo y éste a su vez se vertió sobre la tira reactiva de pH.



Figura 3. Manejo de las muestras para su almacenamiento y transporte.

4.5. Identificación y Control de Muestras

Para la identificación de las muestras, los contenedores fueron etiquetados con la fecha de muestreo, hora, nombre del muestreador, parámetro a analizar, preservación de la muestra e identificación de la misma (Figura 4).



Figura 4. Identificación y control de las muestras.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

4.6. Embalaje, transporte y almacenamiento de muestras

Para el envío de las muestras al laboratorio, fueron embaladas adecuadamente en las hieleras, de tal forma que se evite que los recipientes sufran ruptura o fugas que provoquen la pérdida de las muestras y/o su contaminación. Así mismo, las muestras contenidas en la hielera se acompañaron con geles para conservar a $4\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$ hasta su entrega.

El transporte de las muestras del sitio de muestreo al laboratorio fue vía aérea, ya que fueron considerados los tiempos máximos de conservación de las muestras para que éstas no rebasen el tiempo límite para su medición.

Nota: Las hieleras iban acompañadas con la cadena de custodia correspondiente llenada y firmada (ver anexo II).

5. MEDICIÓN DE CAUDAL

Como parte del estudio de la zona de mortandad de manatíes en la planicie costera de Macuspana, Tabasco, se llevaron a cabo una serie de mediciones de caudal en el sistema de cauces de la zona de Bitzales. Para efectuar la estimación del caudal, se utilizaron perfiladores Doppler RiverSurveyor modelos S5 y M9 de la marca SonTek, el cual también nos permite determinar las características batimétricas de las secciones del río y sus afluentes. Se busca en este caso, conocer las condiciones de flujo que prevalecieron durante las campañas de muestreo de calidad del agua. En cada uno de los puntos de muestreo se realizaron entre dos a seis perfiles para estimar un valor promedio representativo del caudal en cada sección.

5.1. Descripción de las mediciones

Para las mediciones de caudal se utilizaron los perfiladores Doppler de la marca Sontek modelos S5 y M9 multifrecuencia con GPS integrado (Sontek, 2013). Un perfilador Doppler permite efectuar transectos, medir de forma precisa la posición, profundidad y el perfil vertical de velocidad. Para la medición se utiliza un programa desarrollado por Sontek conocido River SurverLive (RSL), el cual integra los datos del sitio y las mediciones para hacer una estimación del caudal. En cada sección se hacen mediciones repetitivas para para verificar que los resultados sean consistentes. El esquema de medición para los transectos se describe en la Figura 5. Los perfiladores S5 y M9 con sistema GPS integrado, fueron montados sobre una tabla de flotación adaptada junto con la unidad PCM (Figura 6). La configuración, control del equipo y despliegue de los transectos se llevó a cabo a través de una computadora portátil vía radio y tableta con comunicación vía Bluetooth. Toda la información de las mediciones fue registrada en la memoria de los perfiladores S5 y M9, la cual fue descargada posteriormente en una computadora para su procesamiento.



Hidrobiología y Evaluación Ambiental

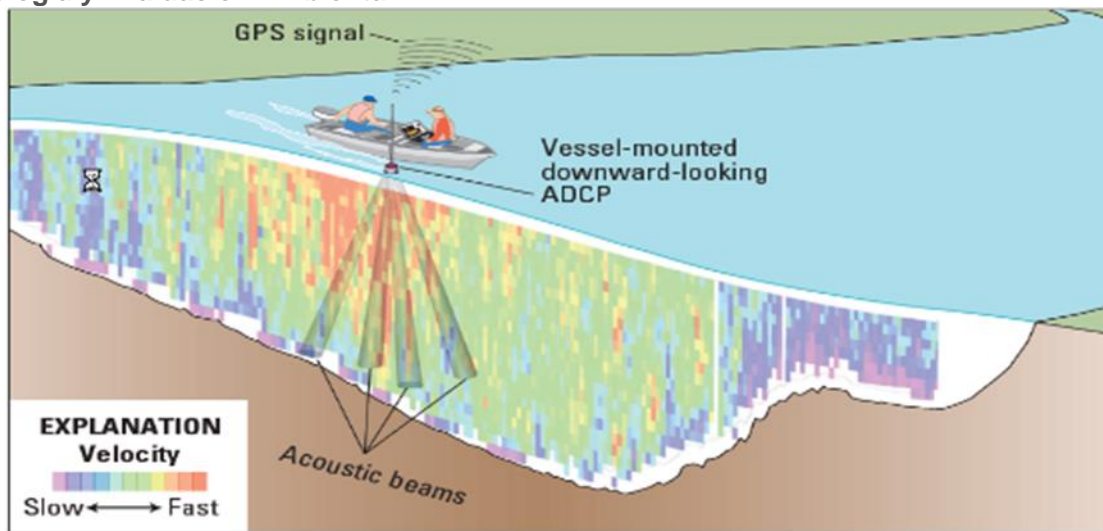


Figura 5. Esquema de medición de la estimación del caudal con los perfiladores Doppler.



Figura 6. Perfilador Doppler montado en sistema de flotación con sus accesorios.

6. MUESTREO DE FITOPLANCTON

Dada la importancia que representa la ocurrencia de los florecimientos de cianobacterias, para lograr una correcta evaluación de la ocurrencia de floraciones y sus cianotoxinas se requiere implementar un monitoreo que incluya la observación del sistema a estudiar, la obtención de muestras para analizar los aspectos bióticos (ej. presencia de cianobacterias y toxinas) y el registro de variables abióticas relacionadas con el crecimiento de las cianobacterias (ej. temperatura, lluvia, tiempo de residencia, nutrientes). En este sentido, la metodología a seguir es clave para obtener datos válidos y confiables.

Las principales estrategias para el muestreo es conocer los usos del agua del sistema acuático (recreación, agrícola, potabilización); en el caso particular del Sistema Los Bitzales, Tabasco el agua

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

del río es utilizada para el uso pecuario, pesca y por la mortandad de los manatíes para protección de la vida acuática.

El muestreo se debe realizar en el momento de máximo desarrollo de la floración, que es lo más importante. En el Sistema fluvial de Los Bitzales, el muestreo de 2019, se realizó en los meses de Junio, Agosto, Octubre y Noviembre de 2019, época de verano en donde se podrían presentar las floraciones.

El muestreo debe abarcar dos aspectos: el cualitativo, que refiere al tipo de organismos existentes (lista de especies, presencia o no de cianobacterias potencialmente tóxicas) y el cuantitativo, que refiere a la cantidad de estos organismos en el agua y sus toxinas (concentración de clorofila, abundancia de células o biovolumen por volumen de agua, concentración de cianotoxinas). Las muestras cuantitativas deben mantener la misma densidad de organismos que el cuerpo de agua muestreado. La concentración de clorofila a (Clorofila "a") es un indicador indirecto de la biomasa total fitoplanctónica, ampliamente utilizado en estudios de ecología y calidad de agua.

Se realizaron los análisis cualitativos y cuantitativos en 8 estaciones de monitoreo en donde se presentaron las mortandades de los manatíes.

Las muestras para el análisis cualitativo se tomaron con frascos plásticos y vidrio, se utilizó una red de arrastre para el frasco de vidrio de 250 mL (Figura 7). El muestreo con frascos se realizó manualmente en forma superficial cuando hay floraciones evidentes. La red se utiliza para concentrar los organismos de tamaño mayor al del poro de la malla (de 20 μm) y se hicieron arrastres circulares superficiales.



Figura 7. Red de arrastre para fitoplancton para análisis cuantitativo.

Para almacenar las muestras se debe usar frascos limpios de 250 a 300 ml, con tapa de rosca, correctamente etiquetados. De las muestras cualitativas una se preserva con solución lugol, la que se recolecto con la red de arrastre y la otra con formol neutralizado la que se tomó directo del cuerpo de agua y ambas se almacenaron por su posterior análisis en el laboratorio.

Las muestras para el análisis de Clorofila a y de toxinas de cianobacterias se obtienen con botella de vidrio ámbar de 1 litro de capacidad y mantenidas en oscuridad total y refrigeración (4 °C) hasta su llegada al laboratorio para su análisis.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

El uso del microscopio óptico es fundamental e insustituible para confirmar la presencia de cianobacterias. Es necesario utilizar microscopios ópticos con oculares de 10 o 15 aumentos provistos de retícula para conteo y reglilla y un conjunto de objetivos incluyendo 100 aumentos. La identificación de los organismos en una muestra requiere experiencia y calificación del técnico, así como la utilización de bibliografía especializada y actualizada. Debido a que la potencialidad tóxica es especie-específica es necesaria la determinación a nivel de género y deseable a nivel de especie en aquellos estudios de agua para potabilización o recreación. La identificación clásica de microalgas y cianobacterias se realiza considerando la presencia, forma y tamaño de atributos morfológicos utilizando claves. El análisis microscópico del material incluye la observación general del organismo al microscopio y luego de las células vegetativas y diferenciadas.

Análisis cuantitativo. - La cuantificación puede realizarse mediante recuento de los organismos en microscopio y la estimación del biovolumen específico (Tabla 8) o utilizando estimadores globales de la biomasa como Clo a. En general, existe una correspondencia entre estos estimadores de biomasa fitoplanctónica y el estado trófico, aunque pueden existir excepciones.

Abundancia. - El conteo se realiza en microscopio óptico y el método depende de la concentración de los organismos en la muestra original. El método más comúnmente utilizado es el de Uthermöhl (1958) y consiste en la sedimentación de los organismos en cámaras de volumen conocido para luego cuantificar en microscopio óptico invertido.

Tabla 8. Métodos de rutina para el análisis cuantitativo de muestras de fitoplancton. Se incluye el tipo de estimador, método, equipo, material y procedimiento utilizado. Org-organismos. Cél-células. M.o- microscopio óptico. (Unesco, 2009)

Estimador	Tipo de estimador	Método	Equipo	Material	Procedimiento general	Ventajas (V) y desventajas (D)
Clorofila a $\mu\text{g l}^{-1}$	Global de biomasa de fitoplancton	Espectrofotometría	Equipo de filtración y espectrofotómetro	Filtros, etanol 90%, HCl 0,12 N	Extracción de Clo a en etanol 90% caliente, lectura en espectrofotómetro (665 y 750 nm)	V. No es necesaria gran capacidad técnica. Es rápido. D. Es un estimador global (no informa sobre presencia de cianobacterias).
Abundancia org ml^{-1} o cél ml^{-1}	Densidad de organismos	Conteo	M.o. invertido	Cámaras sedimentación (Uthermöhl)	Conteo por campos o bandas al azar	V. Genera información a nivel de especie.
		Conteo	M.o. directo	Cámaras (Sedwick-Rafter)	Conteo por campos o bandas al azar	D. La identificación depende de la capacidad del técnico.
Biovolumen $\mu\text{m}^3 \text{ml}^{-1}$ o $\text{mm}^3 \text{l}^{-1}$	Biomasa, peso fresco	Conteo y medidas	M.o. directo con reglilla	Conteo, medidas de organismos y aproximaciones geométricas	Cálculo de volumen específico con aproximación geométrica multiplicado por la densidad específica	V. Más adecuado. Información a nivel de especie. D. Identificación según capacidad técnica.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

7. RESULTADOS

Se realizaron cuatro muestreos comprendidos en la época de finales de verano e inicios de la época de lluvias en los meses de Junio, Agosto, Octubre y Noviembre de 2019. En cada estación de muestreo (M1 hasta M11) se midieron los parámetros de campo de oxígeno disuelto, temperatura, conductividad, pH, y potencial Redox con los equipos multiparamétricos YSI EXO2, YSI 6,600-D y la marca denominada In Situ, transparencia (Disco de Secchi).

En ocho estaciones se recolectaron muestras de agua para su análisis en el laboratorio, las estaciones fueron: M1, M4, M6, M7, M8, M9, M11 y M13, para los análisis de nutrientes Nitrógeno y Fósforo (NT, NH₃, NO₂, NO₃, Nitrógeno orgánico; PT, Fósforo reactivo (orto), fósforo Inorgánico y Fósforo orgánica), turbiedad, clorofila a, Sólidos suspendidos totales y Sílice.

Los resultados estadísticos de campo se presentan en la tabla 9, en donde se observan las concentraciones mínimas, máximas y promedio con su desviación estándar.

Tabla 9. Resumen estadístico de las concentraciones de parámetros de campo de los cuatro muestreos. OD-Oxígeno Disuelto (mg/L), T-Temperatura (°C), pH- Potencial de Hidrógeno y CND-Conductividad (μS/L), ORP-Potencial Redox (mV).

Variable	Mínimo	Máximo	Promedio ± Desviación Estándar
OD	0.200	8.730	4.216 ± 2.58
T	26.960	36.420	29.49 ± 2.39
pH	6.900	8.520	7.50 ± 0.35
CND	197.000	850.500	436.73 ± 137.08
ORP	-215.000	227.300	118.07 ± 109.30

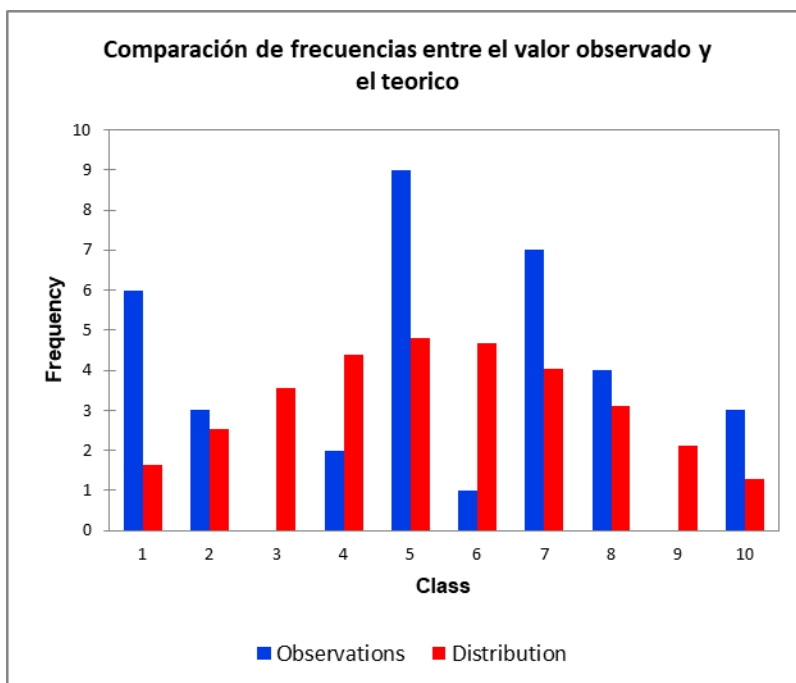
El OD presentó concentraciones que oscilaron de 0.20 hasta 8.73 mg/L con un promedio de 4.216 mg/L ± 2.58, lo que supone un ambiente anóxico en varias estaciones como M3 y M9 en octubre y M3, M4, M7, M8 y M9 en noviembre. En el mes de octubre se observó en las estaciones M3 y M4 un cambio en la coloración muy marcado de café claro a oscuro (Figura 8) por el desagüe de los campos agrícolas que aportan al río Bitzales y que se presenta desde octubre y termina en marzo, por comunicación personal del pescador.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental



Figura 8. Cambio de coloración en el río Bitzales por el aporte o desagüe de los campos agrícolas. Estación Manatí 3 (M3), muestreo de octubre 2019.

Los datos de OD no siguen una distribución normal al aplicarse la prueba de Chi cuadrada, dado que el valor de p calculado es más bajo que el nivel de significancia alfa de 0.05 ($p, <0.0001$), por lo que se rechaza la hipótesis nula (H_0) (Figura 9).



Hidrobiología y Evaluación Ambiental

Figura 9. Comparación de frecuencias entre los valores observados y los teóricos para el oxígeno disuelto (OD), prueba de Chi cuadrada.

La temperatura estuvo en un intervalo de 26.96 hasta 36.42 °C con un promedio de 29.49°C ± 2.39, durante los muestreos, presentándose el mínimo en la estación M13 en noviembre y la máxima de 36.42 en la estación M11 en agosto.

Los datos de temperatura al igual que para el OD no siguen una distribución normal, ya que el valor de p aplicando la prueba de Chi cuadrada, es más bajo que el nivel de significancia alfa de 0.05 (p , 0.0001), por lo que se rechaza la hipótesis nula (H_0) (Figura 10).

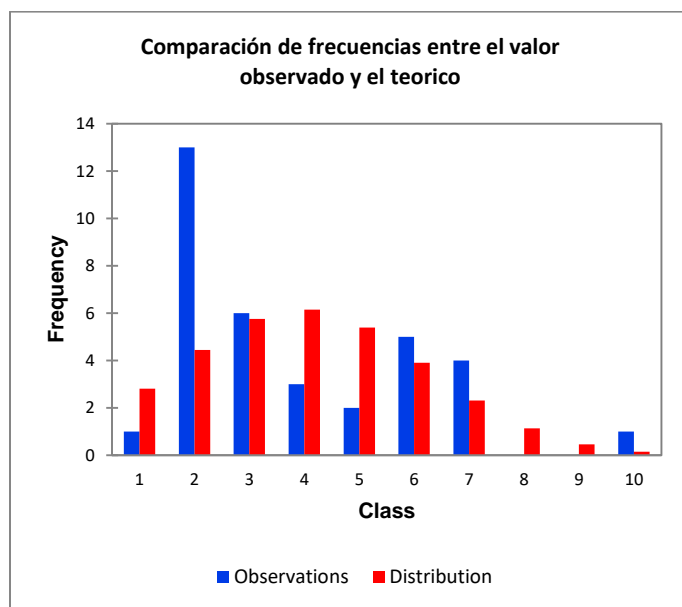


Figura 10. Comparación de frecuencias entre los valores observados y los teóricos para la temperatura (T), prueba de Chi cuadrada.

Por lo que respecta al pH, el valor mínimo fue de 6.9 detectado en M3 en el mes de octubre y el máximo de 8.52 en la estación M11 en agosto, con un promedio de 7.50 ± 0.346. La distribución de los datos si fue normal al aplicarse la prueba de Chi cuadrada, dado que el valor de p fue mayor al nivel de significación de alpha de 0.05 (p , 0.607), por lo que se acepta de hipótesis nula (Figura 11).

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

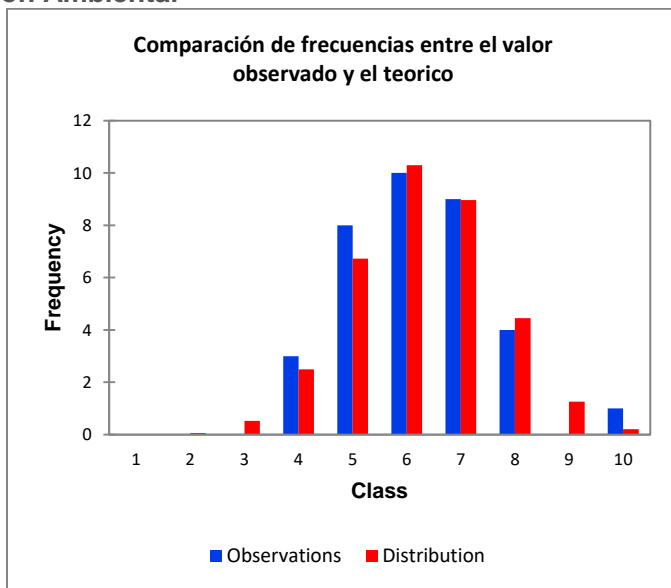


Figura 11. Comparación de frecuencias entre los valores observados y los teóricos para el potencial de hidrógeno (pH), prueba de Chi cuadrada.

La conductividad que se determinó en los tres muestreos presentó una concentración mínima de 197 $\mu\text{S}/\text{cm}$ en M8 en noviembre y máxima de 851 $\mu\text{S}/\text{cm}$ en M3 en agosto con un promedio de 436.7 ± 137 . La distribución que se presentó no fue normal al aplicar la prueba de Chi cuadrada, ya que el valor de p fue menor al valor de significancia de alpha de 0.05 ($p, <0.0001$), por lo que se rechaza la hipótesis nula (Figura 12).

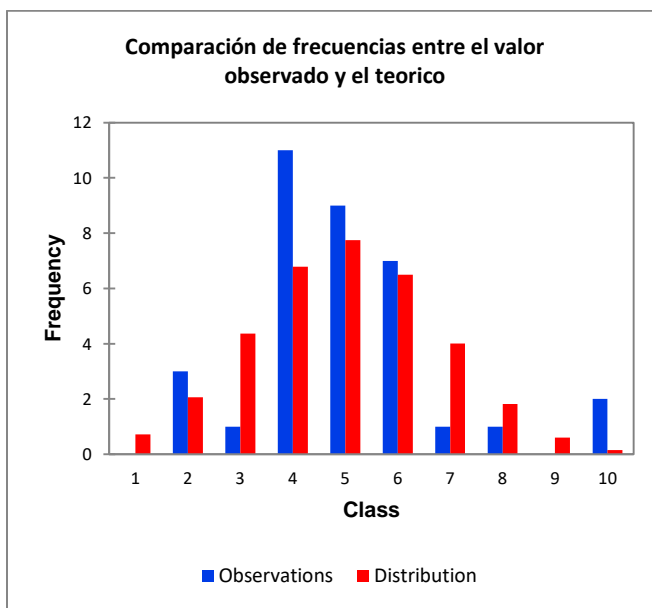


Figura 12. Comparación de frecuencias entre los valores observados y los teóricos para la Conductividad (CND), prueba de Chi cuadrada.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

Los resultados del potencial redox, medido como ORP, en promedio fue de 118 ± 109.3 mV, con un valor mínimo de -215 mV en M3 en octubre y un máximo de 227.3 mV en M9 en agosto. La distribución de los datos no fue normal, dado que el valor de p fue menor del nivel de significancia de alpha de 0.05 ($p, <0.0001$), por lo que se rechaza la hipótesis nula de que los datos tienen una distribución normal y se acepta la hipótesis alternativa de que no siguen un comportamiento normal (Figura 13).

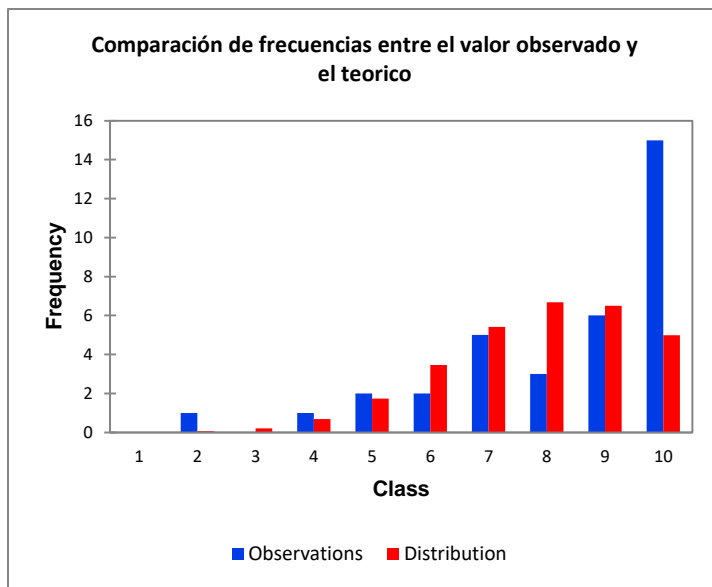


Figura 13. Comparación de frecuencias entre los valores observados y los teóricos para el Potencial Redox (ORP), prueba de Chi cuadrada.

Entre el OD y el ORP se presentó una alta correlación ($R^2 = 71$) al relacionarse los valores negativos de ORP con las concentraciones más bajas de OD como se observa en la figura 14.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

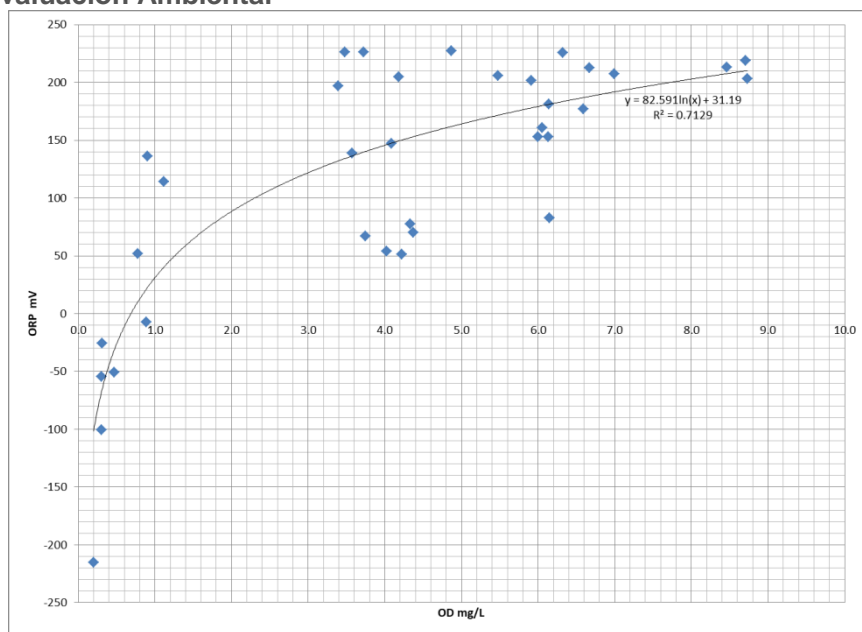


Figura 14. Correlación de datos de OD vs ORP en el río Bitzales, Tabasco.

Por lo que respecta a los análisis de laboratorio y que corresponden a los nutrientes, clorofila a, turbiedad, sólidos suspendidos totales, demanda bioquímica de oxígeno, demanda química de oxígeno y sílice; se determinaron en ocho (8) estaciones de monitoreo que fueron las siguientes: M1, M3, M4, M6, M7, M8, M9 y M13, las cuales se ubican las cuatro primeras en el río Bitzales, las siguientes tres en el río Maluco y la última en el río Chilapa.

Los resultados estadísticos de los principales parámetros Clorofila a (Cl a), Nitrógeno total (NT), Fósforo total (PT), Sílice total (Si), Turbiedad (Turb), Sólidos suspendidos totales (SST), Nitrógeno inorgánico (N-inorg), Fósforo reactivo (P-orto) y Nitrógeno amoniacal (NH₃), los cuales determinan el estado trófico del sistema, el nivel de eutroficación y los problemas de contaminación que pueden ser los detonante para que los florecimientos algales de cianobacterias se presenten en el sistema y afecten la salud del ecosistema y de las especies como el manatí del caribe y los peces, entre otros, se presentan en la tabla XXX.

Tabla 10. Resumen de estadístico de los parámetros analizados en ocho estaciones de monitoreo.

Variable	Mínimo	Máximo	Promedio ± Desviación Estándar
Cl a µg/L	3.127	68.437	15.76 ± 17.8
NT mg/L	0.596	2.538	1.171 ± 0.442
PT mg/L	0.038	0.239	0.1017 ± 0.059
Sílice total mg/L	8.666	28.670	14.337 ± 4.89

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

Turbiedad UNT	1.200	21.000	9.30 ± 6.19
SST mg/L	10.500	49.200	24.89 ± 7.88
N-inorg mg/L	0.086	1.741	0.5318 ± 0.376
P-orto mg/L	0.004	0.150	0.0353 ± 0.028
NH ₃ mg/L	0.040	1.599	0.294 ± 0.322

La clorofila **a** como un parámetro indicador que históricamente se relaciona con la biomasa fitoplanctónica y con los niveles de eutrofización de los cuerpos de agua se presentó en un intervalo de 3.127 µg/L en M6 en noviembre, hasta 68.437 µg/L en M9 en el mismo mes, con un promedio de 15.76 ± 17.8 µg/L (Figura 15).

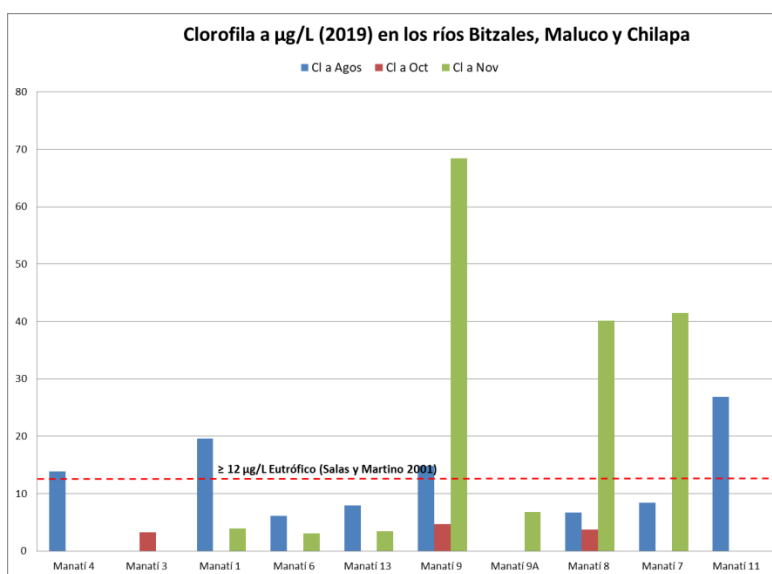


Figura 15. Concentración de clorofila a en los ríos monitoreados en 2019.

Las concentraciones determinadas para las estaciones M1, M4, M9, M8, M7 y M11 se encuentran por arriba del criterio de Salas y Martino (2001) para sistemas tropicales, por lo que el sistema es Eutrófico por el promedio de los datos analizados.

El fósforo total (PT) es otro de los parámetros también históricamente utilizados para relacionarse con las floraciones de cianobacterias, así como para clasificar el estado trófico y nivel de eutrofización de ríos y lagos. Las concentraciones estuvieron en un intervalo de 0.038 mg/L hasta 0.239 mg/L, determinadas en M13 en agosto y M3 en octubre respectivamente y un promedio de 0.1017 mg P/L ± 0.059. La clasificación de Salas y Martino *op. cit.*, para el sistema Bitzales es de un cuerpo de agua lótico eutrófico, ya que el criterio es de ≥ 0.072 mg P/L. En la Figura 16 se observa que la concentración de fósforo total por arriba del criterio se presentó en noviembre. El incremento del fósforo se puede deber a las escorrentías de la época de lluvias y contaminación difusa en la zona de estudio.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

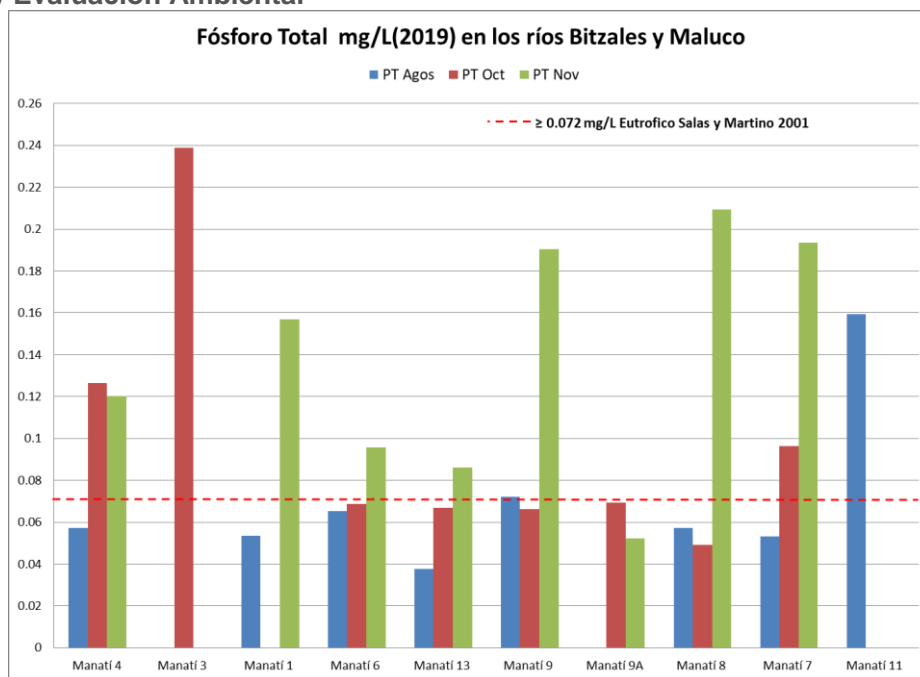


Figura 16. Concentración de Fósforo total en los ríos monitoreados en 2019.

Otro de los parámetros relacionados con la eutrofización de los cuerpos de agua es el nitrógeno total, y que también es un nutriente que determina el crecimiento fitoplanctónico y por consiguiente de las cianobacterias.

Las concentraciones de NT oscilaron de 0.596 mg N/L en M9, hasta 2.538 mg N/L en M3 ambas determinadas en octubre, con un promedio de 1.171 mg N/L \pm 0.442. De acuerdo a la clasificación de la Unesco, 2009, el cuerpo de agua se considera eutrófico, ya que el criterio de 0.861 mg/L de nitrógeno total se sobrepasa en varias estaciones y el promedio de los datos también. En la figura 17, se observa las estaciones de monitoreo que sobrepasa el criterio.

La relación o razón de N:P es utilizada para saber el factor limitante en el cuerpo de agua y que determina una vez que se conocen las especies de fitoplancton presentes en el sistema que pueden favorecer su crecimiento.

En el sistema Bitzales se encontró que esta razón varía con respecto a los meses de muestreo, así para el mes de agosto el fósforo es el factor limitante y en noviembre el nitrógeno es el factor limitante, existe un rango como se observa en la figura 17, que puede ser cualquiera de los dos nutrientes.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

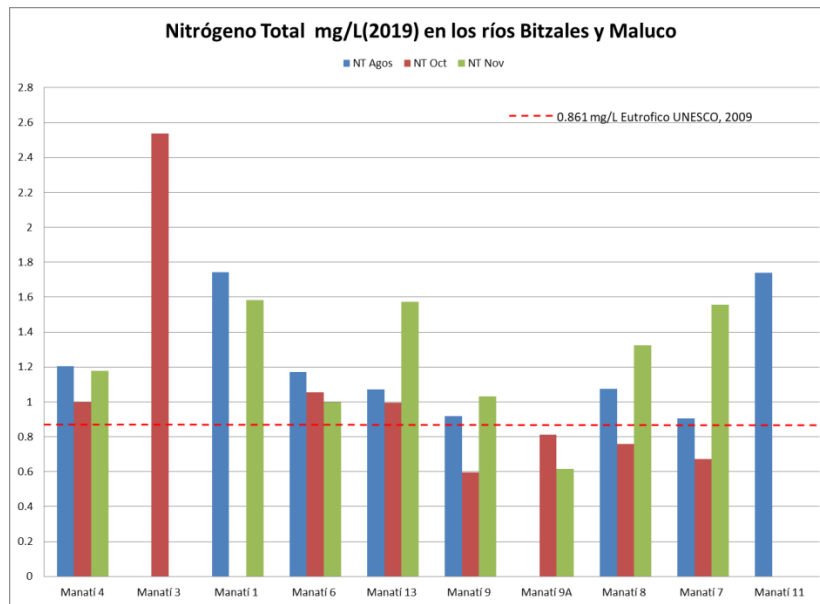


Figura 17. Concentración de Nitrógeno total en los ríos monitoreados en 2019.

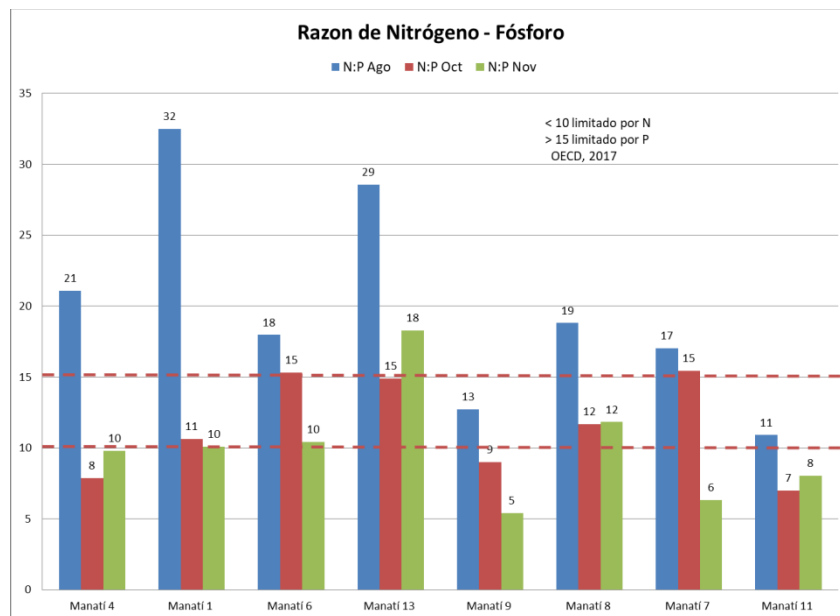


Figura 18. Variabilidad espacial y temporal de la relación de N:P determinada en las estaciones del sistema Bitzales, 2019

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

Los resultados de las determinaciones de Microcistina-LR, Cylindrospermopsina y Anatoxinas se presentaron para la primera toxina en concentraciones por debajo del límite de determinación del método, para la segunda en agosto se determinó una concentración de 0.5 µg/L en las estaciones M8 y M11; y para la tercera en todas las estaciones también estuvieron por debajo del límite de detección del método. Lo anterior, nos indica que en los meses monitoreados no se observaron florecimientos, aun cuando si se observaron cambios en coloración, y esto fue corroborado con las bajas concentración de las tres toxinas analizadas en el laboratorio.

La aportación de aguas residuales de las localidades asentadas en las orillas de los ríos es muy baja, ya que las concentraciones de DBO y DQO estuvieron en el intervalo de ND (abajo del límite de detección del método) hasta 4.2 mg/L para el primero y ND hasta 76 mg/L para el segundo determinadas las concentraciones máximas en la estación M9 en ambos casos en noviembre.

7.1. BIOLÓGICOS

Los resultados de la comunidad fitoplanctónica analizada en siete estaciones de monitoreo (M1, M4, M7, M8, M9, M9A y M13) para los meses de junio, octubre y noviembre indicaron un total de 67 especies para los diferentes puntos de muestreo de acuerdo al uso de diversas claves taxonómicas especializadas, las actualizaciones se realizaron con las bases de datos Aalgae Base y el ITIS. DE las 67 especies la más diversa fueron las clorofitas con 25 especies, diatomeas con 20 especies, euglenofitas con 10 especies, cianofitas o cianobacterias con 9, 2 carofitas y 1 miozoa (Figura 19).

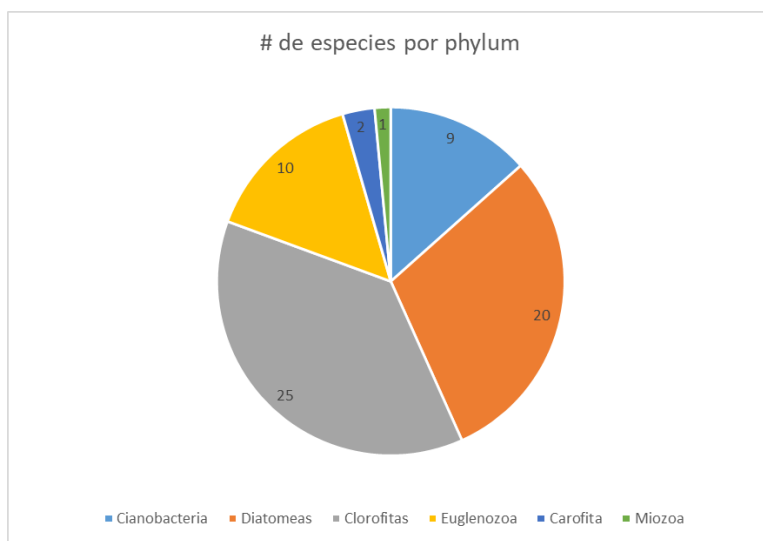


Figura 19. Número de especies determinadas en las estaciones de muestreo del sistema Bitzales.

La lista de las especies identificadas se presenta en el Anexo 3.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

El conteo celular del fitoplancton es importante para conocer la cantidad de células por mililitro (#cél/ml) que se tiene en cada estación de monitoreo y para conocer en el caso de las cianobacterias el nivel de alerta que se puede presentar en el cuerpo de agua, ya que actualmente existen tres indicadores para el nivel de alerta, que son: la concentración de toxina en $\mu\text{g/L}$, # de células/mL de cianobacterias y biovolumen de cianobacterias. Siendo el tercer indicador el que requiere más tiempo y especialización.

El segundo indicador de alerta para los florecimientos de cianobacterias se realizó en varias estaciones de monitoreo, para complementar el análisis de toxinas, las cuales estuvieron por abajo del límite de detección del método. El conteo celular, por estación se presenta en las tablas 10, 11 y 12.

Tabla 11. Conteo celular del primer muestreo, y Phyla determinada.

1er muestreo # de cel/ml (Junio, 2019)					
PHYLA	M4	M7	M8	M9A	M13
Diatomea	60	252	80	21	30
Cianobacteria	383	1705	182	60	221
Euglenozoa	137	162	95	37	11
Clorofita	22	1155	1287	1965	86
Miozoa	0	13	2	0	0
Carofita	0	0	0	2	0

Tabla 12. Conteo celular del segundo muestreo, y Phyla determinada.

2do muestreo #de cél/ml (Octubre, 2019)				
PHYLA	M7	M8	M9	M9A
Diatomea	755	146	158	0
Cianobacteria	121	100	1379	263
Euglenozoa	0	668	0	6
Clorofita	971	3513	2128	299
Miozoa	0	8	0	0
Carofita	0	0	0	0

Tabla 13. Conteo celular del tercer muestreo, y Phyla determinada.

3er muestreo # de cél/ml (Noviembre, 2019)						
PHYLA	M1	M4	M7	M8	M9	M9A
Diatomea	1347	560	332	128	1	60
Cianobacteria	3539	88	461	33	384	292
Euglenozoa	69	275	187	270	27	0
Clorofita	409	21	2544	319	258	760
Miozoa	0	0	3	0	0	0
Carofita	0	0	7	0	1	0

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

El conteo celular de las principales clases (Phyla) de fitoplancton encontradas en el sistema Bitzales se presenta en la figura 20, en donde se observa la mayor abundancia de clorofitas en junio y octubre, seguidas de las cianobacterias, las cuales en el mes de noviembre empiezan a incrementar su abundancia.

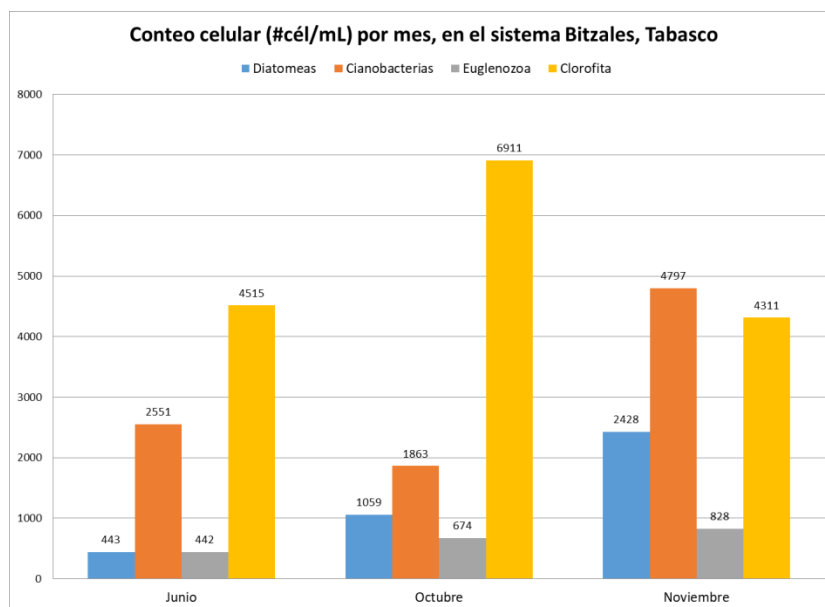


Figura 20. Distribución de las principales clases (Phyla) de fitoplancton determinadas en el sistema Bitzales, Tabasco.

Por lo que respecta a las mediciones del caudal, las cuales se realizaron en los cuatro muestreos (Junio, Agosto, Octubre y Noviembre de 2019) y que se presentan en Anexo IV, el resumen de los caudales se presenta en la Tabla 14.

Tabla 14. Resumen de los caudales aforados en los meses monitoreados.

Estación	Jun (m ³ /s)	Agosto (m ³ /s)	Octubre (m ³ /s)	Noviembre (m ³ /s)	Cuerpo de agua
M4	32.786	9.664	35.667	44.724	Río Bitzal
M3	36.968	0.781	10.872	19.005	El Llano
M2	37.112	11.663	28.988	29.515	Río Bitzal
M1	12.965	0.197	9.045	23.99	Canal Cobo
M6	67.029	10.651	56.181	92.956	Río Bitzal
M5	22.128	1.373	13.002	29.479	Canal Valencia
M13	322.389	89.496	312.929	483.314	Río Chilapa
M7	8.163	0.267	7.279	35.874	Río Maluco
M8	7.888	0.31	6.835	8.589	Canal Laguna Pitahaya
M9	10.351	0.426	7.286	28.657	El Llano
M11	6.333	0.583	8.394	--	Río Maluco

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

El menor caudal que se registró en las estaciones de muestreo en el río Bitzales y sus canales de interconexión oscilo de 0.197 m³/s en agosto en la estación M1 que corresponde al canal Cobo, hasta 93 m³/s en M6 en noviembre en el cauce principal del río. En las estaciones que corresponden al río Maluco el caudal oscilo de 0.26 m³/s en la estación M7 en agosto, hasta 35.87 m³/s en la misma estación, pero en el mes de noviembre. El caudal más alto de 483 m³/s, se registró en la estación M13 que corresponde al río Chilapa el cual alimenta a los ríos Bitzales y Maluco (Figura 21, 22, 23, y 24).

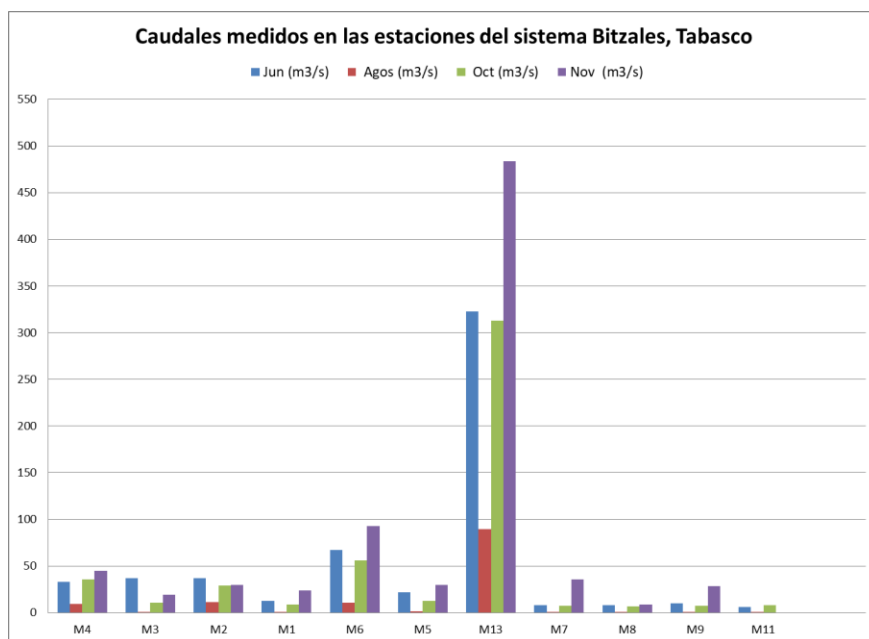
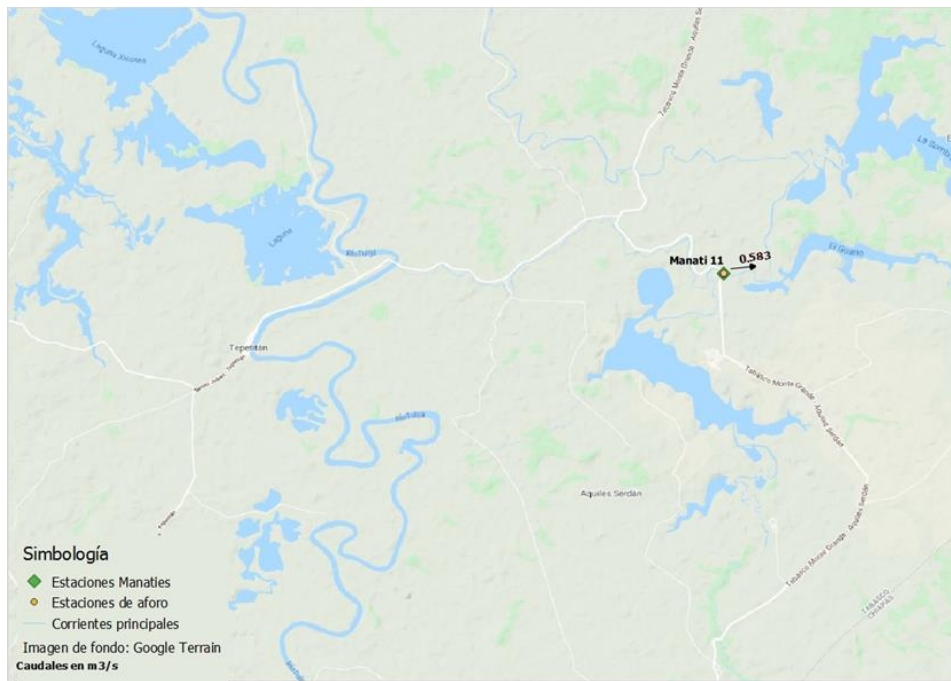


Figura 21. Caudales medidos en el sistema Bitzales en los meses de muestreo.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental



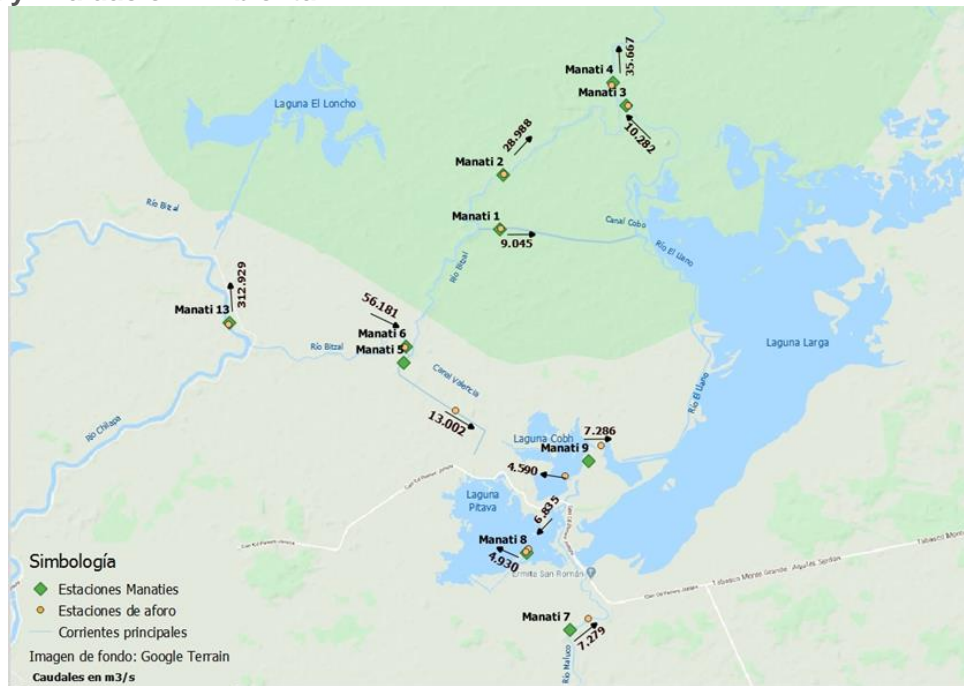
a)



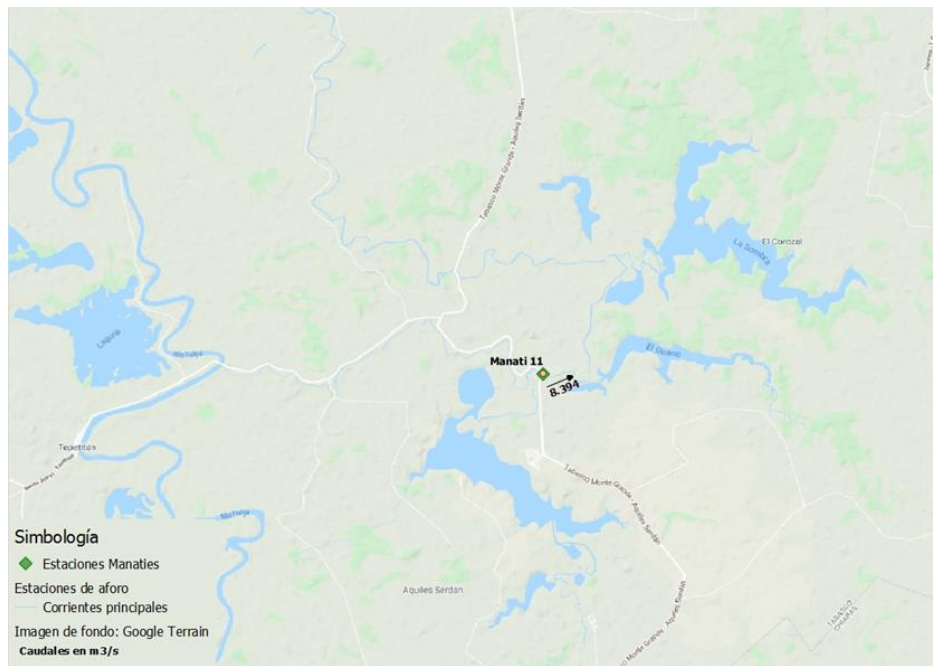
b)

Figura 23. Segundo muestreo de mediciones de caudal y dirección del flujo en el río Bitzales y Chilapa a) y río Maluco b). (agosto, 2019).

Hidrobiología y Evaluación Ambiental



a)



b)

Figura 24. Tercer muestreo de mediciones de caudal y dirección del flujo en el río Bitzales y Chilapa a) y Maluco b). (Octubre, 2019).

Hidrobiología y Evaluación Ambiental



Figura 25. Cuarta muestreo de mediciones de caudal y dirección del flujo en el río Bitzales y Chilapa. (Noviembre, 2019).

8. DISCUSIÓN

Los parámetros de OD, T, pH, CND y ORP, siguieron un comportamiento en general de una ligera disminución con respecto a los meses de muestreo, esto es; en agosto se presentaron las concentraciones altas y fueron disminuyendo hasta el mes de noviembre, siendo el decremento más marcado en OD y ORP, en 2 estaciones de octubre (M3 y M9) y en noviembre en 5 estaciones (M3, M7, M8, M9, M9A), atribuido al aporte o desagüe de las zonas agrícola cercanas al río Bitzales y río Maluco.

La concentración de oxígeno (OD) disuelto presentó una alta correlación logarítmica con el potencial redox (ORP) con una R^2 de 0.71, ya que los datos negativos que se presentaron de ORP correspondieron a la concentración más baja de oxígeno disuelto (condiciones anóxicas) en dos estaciones en octubre y 5 estaciones en noviembre, en las cuales el cambio en la coloración del agua por el aporte de los desagües de los campos agrícolas en esa zona fue observado.

El sistema fluvio-lagunar principalmente se ve afectado por las fuentes de contaminación difusa, por las bajas concentraciones de materia orgánica detectada en los ríos (DBO y DQO).

Las cianobacterias que estuvieron presentes fueron las siguientes especies: *Lyngbya birgei*, *Lyngbya sp*, *Oscillatoria chlorina*, *Oscillatoria limosa*, *Oscillatoria prínceps*, *Planktothrix agardhii*, *Pseudanabaena moniliformis*, *Spirulina major*, y *Tychonema tenue*. De las cuales las seis primeras

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

pueden causar efectos adversos en el sistema nervioso y en el hígado siempre y cuando la dominancia de las especies sea de $\geq 20,000$ cél/mL y clorofila de $50 \mu\text{g/L}$. Chorus et al. 2001 reporta que cuando las cianobacterias no son dominantes, las toxinas que producen se diluyen por la biomasa total del fitoplancton (Cantoral et al. 2017).

Los indicadores utilizados para determinar efectos adversos a la salud por el uso o contacto con el agua y que son: $10 \mu\text{g/L}$ de cianotoxinas y conteo celular de $20,000$ cél/mL, en el sistema Bitzales estuvieron en concentraciones menores a los indicadores, ya que las concentraciones de toxinas cianobacterianas estuvieron por abajo del límite de detección del método ($< 0.4 \mu\text{g/L}$), por lo que el análisis del conteo celular de fitoplancton no estuvo dominado por cianobacterias.

En el mes de noviembre se observó un ligero incremento de las cianobacterias, por lo que es importante dar seguimiento en los meses de inicio de la primavera, en donde tal vez, se incremente la dominancia de las cianobacterias en el sistema Bitzales.

La dinámica hidrológica es compleja por las inundaciones de la planicie y las conexiones entre los canales y lagunas, al aportar el río Chilapa el caudal hacia el río Bitzales y Maluco, la disminución en la aportación conlleva a una baja velocidad del agua y posible estancamiento, lo que puede desencadenar la proliferación de cianobacterias en el sistema, siendo importante continuar con las mediciones en la época de estiaje de los meses de febrero a junio.

9. CONCLUSIONES

Se realizaron un total de 777 análisis correspondiendo 252 a las mediciones de campo (in situ), 480 a los parámetros de laboratorio (ex situ) y 45 parámetros biológicos también en laboratorio.

Existe una correlación alta entre el OD y ORP en el sistema, por lo que estas dos variables pueden ser utilizadas como indicadoras de deterioro y cambio en la calidad del agua, además de los indicadores para florecimientos de cianobacterias.

El sistema Bitzales es considerado eutrófico por las concentraciones de clorofila **a**, fósforo total y nitrógeno total.

Se abarco la época de finales de verano (Secas) y principios de avenidas, por lo que no fue posible detectar florecimientos algales que pueden causar efectos adversos a la salud de los usuarios del agua.

La aportación de aguas residuales de las localidades asentadas en las orillas de los ríos es muy baja, ya que las determinaciones de DBO y DQO fueron bajas.

Aunque se presentaron bajas concentraciones de Microcistina-LR ($\mu\text{g/L}$), Cylindrospermopsina y Anatoxinas en los tres muestreos (Agosto, Octubre y Noviembre), es importante realizar el monitoreo en los meses que abarcan la época de estiaje desde el inicio de los meses de marzo a junio para tener un mejor conocimiento de la dinámica de las cianobacterias en el sistema Bitzales.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

El conteo celular de la comunidad fitoplanctónica estuvo dominado por las clorofitas, mientras que las cianobacterias estuvieron muy por abajo de las 20,000 cél/mL que indican baja probabilidad de efectos adversos a la salud de las personas y animales que están en contacto con el agua, por lo que en los meses de junio, agosto y noviembre no llegaron a presentarse los valores de baja probabilidad de efectos adversos.

El caudal es una de las variables ambientales que detonan los florecimientos algales y que en agosto se presentó el mínimo caudal en todo el sistema, siendo importante dar seguimiento en los meses de marzo a junio cuando se presenta época de secas.

10. RECOMENDACIONES

El monitoreo de los meses de primavera (marzo, junio) es importante para poder identificar el incremento en la dominancia de las cianobacterias y en la concentración de las toxinas en el sistema.

Es importante hacer un seguimiento anual y continuo en el comportamiento de las aportaciones de las zonas agrícolas cercanas a los ríos para contar con un mejor conocimiento de la dinámica de las aportaciones que afectan la calidad del agua y que fue observada en octubre y noviembre de 2019.

11. BIBLIOGRAFIA

- A.P.H.A., A.W.W.A. y W.P.C.F. (1985). *Standard methods for the examination of water and wastewater*. 16a.Ed. American Public Health Association, Washington, D. C. USA. 1268p.
- Bournelly, P. (1972). *Les algues d'eau douce: initiation à la systématique* (No. 582.26 BOU).
- Cantoral Uriza E.A., A. D. Asencio Martínez y M. Aboal Sanjurjo. 2017. Cianotoxinas: efectos ambientales y sanitarios. Medidas de prevención. *Hidrobiológica* 27 (2): 241 – 251.
- Chorus, I (Ed.). 2001. *Cyanotoxins, occurrence, causes, consequences*, Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, Germany. 357 p.
- Cronberg, G., & Annadotter, H. (2006). *Manual on aquatic cyanobacteria: A photo guide and a synopsis of their toxicology*. Intergovernmental Oceanographic Commission, Unesco.
- Dillard, G. E. (2001). *Freshwater Algae of the Southeastern United States, Part 7*. *Acta Botanica Hungarica*, 43(3-4).
- Franceschini, I. M. (1992). *Algues d'eau douce de Porto Alegre, Brésil-(les Diatomophycées exclues)*.
- García-Mendoza, E., Quijano-Scheggia, S. I., Olivos-Ortiz, A. y Núñez-Vázquez, E. J. (eds.) 2016. *Florecimientos Algales Nocivos en México*. Ensenada, México. CICESE. 438 p.
- González, A. C. (1996). *Las chlorococcales dulciacuícolas de Cuba*.
- Hegewald, E., & Silva, P. C. (1988). *Annotated catalogue of Scenedesmus and nomenclaturally related genera*. J. Cramer.
- Ibelings Bas W., Lorraine C. Backer, W. Edwin A. Kardinaal and Ingrid Chorus. Current approaches to cyanotoxin risk assessment and risk management around the globe. *Harmful Algae*. 2015 December; 49: 63-74. Doi:10.1016/j.hal.2014.1.002
- Ignacio March Mifsut y Marco Castro. LA CUENCA DEL RÍO USUMACINTA: PERFIL Y PERSPECTIVAS PARA SU CONSERVACIÓN Y DESARROLLO SUSTENTABLE. En: *LAS CUENCAS HIDROGRÁFICAS DE MÉXICO*. Pag: 193-197.
- John M. Clarka, Blake A. Schaefferb, John A. Darlingb, Erin A. Urquhart, John M. Johnstonb, Amber R. Ignatiusa, Mark H. Myera, Keith A. Loftinc, P. Jeremy Werdelld, Richard P. Stumpfe. 2017. Satellite monitoring of cyanobacterial harmful algal bloom frequency in recreational waters and drinking water sources. *Ecological Indicators* 80 (2017) 84–95.
- Komárek, J., Anagnostidis, K., Pascher, A., Ettl, H., & Büdel, B. (1999). *Süßwasserflora von Mitteleuropa*. G. Fischer.
- Lara-Lara, J. R. (2008). *Los ecosistemas costeros, insulares y epicontinentales*. En *Conabio, Capital natural de México* (págs. 109 -134). México.
- NORMAS, D. G. (1980). NMX-AA-014-1980. CUERPOS RECEPTORES.- MUESTREO. Méxic
- Popovsky, J., & Pfiester, L. A. (1990). *Dinophyceae (Dinoflagellida)*. G. Fischer.
- Randhawa, M. S. (1959). *Zygnemataceae*. Indian Council of Agricultural Research.
- Round, F. E., Crawford, R. M., & Mann, D. G. (2007). *Diatoms: biology and morphology of the genera*. Cambridge university press.
- Sun, J., & Liu, D. (2003). *Geometric models for calculating cell biovolume and surface area for phytoplankton*. *Journal of plankton research*, 25(11), 1331-1346. Cox, E. J., & Cox, E. J.

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

(1996). *Identification of freshwater diatoms from live material (Vol. 158)*. London: Chapman & Hall.

- Tiffany, L. H., & Britton, M. E. (1952). *Algae of Illinois*. In *Algae of Illinois*. University of Chicago Press.
- UNESCO. 2009. *Cianobacterias Planctónicas del Uruguay*. Manual para la identificación y medidas de gestión. Sylvia Bonilla (editora). Documento Técnico PHI-LAC, N° 16.
- Vitor Vasconcelos, António Martins, Micaela Vale, Agostinho Antunes, Joana Azevedo, Martin Welker, Oscar Lopez, Gustavo Montejano. First report on the occurrence of microcystins in planktonic cyanobacteria from Central Mexico. *Toxicon* 56 (2010) 425–431. doi:10.1016/j.toxicon.2010.04.011

- *Páginas web*

<https://www.algaebase.org/>

<https://www.itis.gov/>

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

ANEXO I. Formato de solicitud de preparación y envío de material

intertek + ABC Analitic

SOLICITUD DE PREPARACIÓN Y ENVÍO DE MATERIAL **FOLIO: 1901** **F-IPRC1-5**

Fecha de Solicitud: 16/07/2019

1. Razón Social del grupo Intertek + ABC Analitic que SOLICITA el muestreo:

Laboratorios ABC Química, Investigación y Análisis, SA de CV
 Intertek Testing Services de México, SA de CV
 Laboratorio Fermi, SA de CV
 Gamatek, SA de CV

2. Razón Social que EJECUTA el muestreo:

Laboratorios ABC Química, Investigación y Análisis, SA de CV
 Intertek Testing Services de México, SA de CV
 Laboratorio Fermi, SA de CV
 Gamatek, SA de CV
 CLIENTE (Ver punto 3)

3. Datos del cliente:

Razón Social: INSTITUTO MEXICANO DE TECNOLOGIA DEL AGUA
 Calle y Número: PASEO CUAUHNAHUAC #8532 Colonia: PROGRESO
 Del. o Municipio: JIUTEPEC Entidad Fed.: MORELOS
 Teléfono(s): 52 777 3293600 Fax: EXT 319 C.P.: 62550
 Atención: MARÍA DEL PILAR SALDAÑA FABELA e-mail:

4. Datos para el rastreo del proyecto:

No. Orden de Servicio: N.A.
 No. Cotización: 19 MAC 40431
 19 MAC 40382
 No. de Orden de Muestreo: N.A.
 Vendedor: MAC
 Coordinador del Proyecto:

5. Información de las muestras que se pretenden tomar en campo:
(Información proporcionada por el solicitante)

Partida	Cantidad	Parámetro	Método	Matriz ¹	Envase Certificado ²	Blanco Campo	Blanco Viaje	Blanco Equipo
1	28	DBO	VARIOS	A.P.	NO	NO	NO	NO
2	28	DQO	VARIOS	A.P.	NO	NO	NO	NO
3	28	FOSFATO TOTAL	VARIOS	A.P.	NO	NO	NO	NO
4	28	FOSFORO REACTIVO	VARIOS	A.P.	NO	NO	NO	NO
5	28	FÓSFORO INORGANICO	VARIOS	A.P.	NO	NO	NO	NO
6	28	NITRATOS	VARIOS	A.P.	NO	NO	NO	NO
7	28	NITRITOS	VARIOS	A.P.	NO	NO	NO	NO
8	28	NITROGENO ORGANICO						


6. Descripción de envases a emplear por muestra:
(Información proporcionada por el preparador de material)

Tipo de Envase ²	Capacidad	Conservador	Para las Partidas	Total de envases
P	250ml	4°C	1	28
P	250ml	H2SO4-4°C	2	28
P	2L	4°C	3 Hielos	28
P	250ml	H2SO4-4°C	5	28
P	500ml	H2SO4-4°C	8	28

Página 1 de 3 Revisión 6.0

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

ANEXO II. Formato de cadena de custodia externa

 LABORATORIOS • ABC QUÍMICA INVESTIGACIÓN Y ANÁLISIS S.A. DE C.V.		intertek + ABCAnalytic		PARÁMETROS A ANALIZAR IMPORTANTE ESPECIFICAR MÉTODO ANALÍTICO REQUERIDO (OCUPAR UNA COLUMNA POR PARÁMETRO O GRUPO O PAQUETE)								F-IPPC3-1	
LABORATORIOS ABC QUÍMICA INVESTIGACIÓN Y ANÁLISIS, S.A. DE C.V. / LABORATORIO MATRIZ JACARANDAS No. 19, COL. SAN CLEMENTE, ALVARO OBREGÓN, CIUDAD DE MÉXICO, C.P. 01740 Tels. (55) 5337 1160 CON 15 LINEAS e-mail: lababc@labsabc.com.mx Página Web: www.labsabc.com.mx													
ORDEN DE TRABAJO / CADENA DE CUSTODIA EXTERNA													
DIRIGIR INFORME A: No. DE CLIENTE: ()		FACTURAR A: (solo si es diferente al del informe) No. DE CLIENTE: ()		Demanda Biogénica (DBB9) Demanda Química O. (DQO) Fosfato total reactivo, Nitratos Fosforo Inorgánico Nitrogeno Organico Sólidos Suspendedos (SS) Turbiedad Silice Cromo-6 Microbis hetero-R, Arato xina-A, Cytla.								F-IPPC3-1	
Razón Social: Instituto Mexicano de Hidrología del Agua		Razón Social:										ORDEN DE TRABAJO	
Dirección: Paseo Cuauhnáhuac 8532, Col. Progreso		Dirección:										ORDEN DE MUESTREO	
Atención: Pilar Saldana		Atención:										COLOCACIÓN	
Teléfono:		Teléfono:										SUCESOS DETALLADOS	
Fax:		Fax:		PRIORITY									
e-mail:		RFC:		A									
NOMBRE DEL PROYECTO:		SIRALAB <input type="checkbox"/>		B									
IDENTIFICACIÓN DE LA MUESTRA		FECHA MUESTREO		HORA MUESTREO		MATRIZ DE LA MUESTRA		PESO/CANT. RECIBIDA		No. DE LABORATORIO		V P B O P.C.	
M6		2019/08/14		12:00		Agua de Rio		10		951176-1		2 8	
M1		2019/08/14		14:00		Agua de Rio		10		1 2		2 8	
M4		2019/08/14		15:30		Agua de Rio		10		1 3		2 8	
M13		2019/08/14		16:30		Agua de Rio		10		1 4		2 8	
NOMBRE DEL MUESTREADOR: Camilo Vazquez B.		EMPRESA: IMTA		FIRMA MUESTREADOR: Camilo V.B.		MUESTRAS PRESERVADAS CORRECTAMENTE: <input checked="" type="checkbox"/> SI <input type="checkbox"/> NO <input type="checkbox"/> (NA)		TEMPERATURA DE LAS MUESTRAS EN LA RECEPCIÓN: 22 °C		* CONTENEDORES (registrar cantidad de): V: Vidrio P. Plástico B: Bolsa P.C. Presentación Comercial O: Otro (especificar en observaciones)			
OBSERVACIONES: Se requieren todas los nitrógenos, así como fosfato total, fosfato orto, fosfato orto, fosforo reactivo y fosforo organico. SE aceptan los análisis fuera de tiempo.		No. de Hielera(s):		Identificación de Hielera(s):		ENTREGA 1		ENTREGA 2		REGISTRO DE LA CADENA DE CUSTODIA DE LAS MUESTRAS			
Nombre del Supervisor: Pineda Saldana		Firma del Supervisor:		ENTREGA 1		ENTREGA 2		ENTREGA 3					
ENTREGA 1		ENTREGA 2		ENTREGA 3		RECIBO 1		RECIBO 2		RECIBO 3			
ENTREGA 1		ENTREGA 2		ENTREGA 3		RECIBO 1		RECIBO 2		RECIBO 3			

ORIGINAL: INFORME DE PRUEBAS AMARILLA: LABORATORIO ROSA: CLIENTE

IMPORTANTE: Con su firma el cliente declara estar de acuerdo con el alcance de la Orden de Trabajo
Hoja: _____ de _____ Versión 8.1

ANEXO III. Listado taxonómico del fitoplancton

Listado de especies con actualización en la base de datos ITIS o Algae Base

1. <i>Achnanthes depressa</i>	<i>Achnanthes depressa</i> (Cleve) Hust
2. <i>Achnanthes affinis</i>	Achnanthidium affine (Grunow) Czar
3. <i>Achnanthes brevipes</i>	<i>Achnanthes brevipes</i> C.Agardh
4. <i>Achnanthes clevei</i>	Karayevia clevei (Grunow) Bukhtiyarova
5. <i>Achnanthes inflata</i>	Achnanthes inflata (Kützing) Grunow
6. <i>Actinastrum aciculare</i>	<i>Actinastrum aciculare</i> Playfair
7. <i>Ankistrodesmus bibraianum</i>	<i>Ankistrodesmus bibraianus</i> (Reinsch) Korshikov
8. <i>Aulacoseira granulata</i>	<i>Aulacoseira granulata</i> (Ehrenberg) Simonsen
9. <i>Bacillaria paxillifer</i>	<i>Bacillaria paxillifera</i> (O.F.Müller) T.Marsson
10. <i>Chlamydomonas composita</i>	<i>Chlamydomonas composita</i> Pascher
11. <i>Chlorella</i> sp	<i>Chlorella</i> Beyerinck [Beijerinck]
12. <i>Closterium limneticum</i>	<i>Closterium limneticum</i> Lemmermann
13. <i>Coelastrum pseudomicroporum</i>	<i>Coelastrum pseudomicroporum</i> Korshikov
14. <i>Crucigeniella pulchra</i>	<i>Crucigeniella pulchra</i> (West & G.S.West) Komárek
15. <i>Cryptoglena</i> sp	<i>Cryptoglena</i> Ehrenberg
16. <i>Cymbella cistula</i>	<i>Cymbella cistula</i> (Ehrenberg) O.Kirchner
17. <i>Diatoma</i> cf. <i>moniliformis</i>	<i>Diatoma</i> sp Bory,
18. <i>Eudorina elegans</i>	Eudorina elegans Ehrenberg
19. <i>Euglena rostrifera</i>	<i>Euglena rostrifera</i> L.P.Johnson
20. <i>Euglena polymorpha</i>	Euglena granulata (G.A.Klebs) F.Schmitz
21. <i>Euglena viridis</i>	<i>Euglena viridis</i> (O.F.Müller) Ehrenberg
22. <i>Fragilaria crotonensis</i>	<i>Fragilaria crotonensis</i> Kitton
23. <i>Gomphonema olivaceum</i>	<i>Gomphonema olivaceum</i> (Lyngbye) Desmaziere
24. <i>Gomphonema</i> sp	<i>Gomphonema</i> Ehrenberg
25. <i>Gymnodinium</i> sp	<i>Gymnodinium</i> Stein
26. <i>Gyrosigma acuminatum</i>	<i>Gyrosigma acuminatum</i> (Kütz.) Rabenh
27. <i>Hormidium flaccidum</i>	Klebsormidium flaccidum (Kützing) P.C.Silva, K.R.Mattox & W.H.Blackwell
28. <i>Lyngbya birgei</i>	<i>Lyngbya birgei</i> Agardh Ex Gomont
29. <i>Lyngbya</i> sp	<i>Lyngbya</i> Agardh Ex Gomont
30. <i>Merismopedia glauca</i>	<i>Merismopedia glauca</i> (Ehrenberg) Kützing
31. <i>Monoraphidium arcuatum</i>	<i>Monoraphidium arcuatum</i> (Korshikov) Hindák

Hidrobiología y Evaluación Ambiental

- | | |
|-------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------|
| 32. <i>Monoraphidium griffithii</i>
Legnerová | <i>Monoraphidium griffithii</i> (Berkeley) Komárková- |
| 33. <i>Mougeotia nummuloides</i> | <i>Mougeotia nummuloides</i> (Hassall) De Toni |
| 34. <i>Navicula cryptocephala</i> | <i>Navicula cryptocephala</i> Kützing |
| 35. <i>Navicula oblonga</i> | <i>Navicula oblonga</i> var. <i>genuina</i> Grunow |
| 36. <i>Navicula proctata</i> | <i>Navicula</i> Bory |
| 37. <i>Navicula reinhardtii</i> | <i>Navicula reinhardtii</i> (Grunow) Grunow |
| 38. <i>Nitzschia palea</i> | <i>Nitzschia palea</i> (Kütz.) W. Sm |
| 39. <i>Oscillatoria chlorina</i> | <i>Oscillatoria chlorina</i> Kuetzing |
| 40. <i>Oscillatoria limosa</i> | <u><i>Oscillatoria limosa</i> C.Agardh ex Gomont</u> |
| 41. <i>Oscillatoria princeps</i> | <i>Oscillatoria princeps</i> Vaucher ex Gomont |
| 42. <i>Pandorina morum</i> | <u><i>Pandorina morum</i> (O.F.Müller) Bory</u> |
| 43. <i>Pediastrum dúplex</i> | <i>Pediastrum duplex</i> Raciborski |
| 44. <i>Pediastrum simplex</i> | <u><i>Monactinus simplex</i> (Meyen) Corda</u> |
| 45. <i>Phacus helikoides</i> | <i>Phacus helikoides</i> Pochmann |
| 46. <i>Phacus longicauda</i> | <u><i>Euglena longicauda</i> Ehrenberg</u> |
| 47. <i>Phacus pleuronectes</i>
Dujardin | <i>Phacus pleuronectes</i> (O.F.Müller) Nitzsch ex |
| 48. <i>Planktothrix agardhii</i> | <u><i>Planktothrix agardhii</i> (Gomont) Anagnostidis & Komárek</u> |
| 49. <i>Pseudanabaena moniliformis</i> | <i>Pseudanabaena moniliformis</i> Komárek & Kling |
| 50. <i>Rhopalodia gibberula</i> | <i>Rhopalodia gibberula</i> (Ehrenb) O. Müll |
| 51. <i>Scenedesmus acutus</i> | <u><i>Tetradesmus obliquus</i> (Turpin) M.J.Wynne</u> |
| 52. <i>Scenedesmus bijuga</i> | <i>Scenedesmus bijuga</i> (Turpin) Lagerh. |
| 53. <i>ScenedesMorus quadricauda</i> var <i>multiseta</i> | <u><i>Scenedesmus magnus</i> Meyen</u> |
| 54. <i>Scenedesmus quadrispina</i> | <i>Desmodesmus abundans</i> (Kirchner) |
| 55. <i>Spirogyra jatobae</i> | <i>Spirogyra jatobae</i> Transeau |
| 56. <i>Spirogyra sp</i> | <i>Spirogyra</i> Link |
| 57. <i>Spirulina major</i> | <i>Spirulina major</i> Kützing ex Gomont |
| 58. <i>Synedra vaucheriae</i> | <i>Fragilaria vaucheriae</i> (Kütz.) J. B. Petersen |
| 59. <i>Tetraedron triangulare</i> | <i>Tetraëdron triangulare</i> Korshikov |
| 60. <i>Tetraedron trigonum</i> | <u><i>Tetraëdron trigonum</i> (Nägeli) Hansgirg</u> |
| 61. <i>Tetrastrum komarekii</i> | <i>Tetrastrum komarekii</i> Hindák |
| 62. <i>Trachellomonas</i> cf. <i>swirenkoi</i>
Deflandre | <i>Trachelomonas superba</i> var. <i>swirenkiana</i> |
| 63. <i>Trachelomonas armata</i>
Cout | <i>Trachelomonas armata</i> (Huber-Pestalozzi) Tell & |
| 64. <i>Trachelomonas varians</i> | <i>Trachelomonas varians</i> Lemmermann |
| 65. <i>Tychonema tenue</i>
J.Komárek | <i>Tychonema tenue</i> (Skuja) K.Anagnostidis & |
| 66. <i>Volvox spermatophaera</i> | <i>Volvox globator</i> Linnaeus |
| 67. <i>Zygnema sp</i> | <i>Zygnema</i> C.Agardh |